

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**EXTRACTOS VEGETALES PARA EL CONTROL DEL ÁCARO ROJO DE LAS
PALMAS *Raoiella indica* Hirst**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE

DOCTOR EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

P R E S E N T A

KAREN ZULEYMA RUÍZ JIMÉNEZ

General Escobedo, N.L.

Mayo de 2021

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**EXTRACTOS VEGETALES PARA EL CONTROL DEL ÁCARO ROJO DE LAS
PALMAS *Raoiella indica* Hirst**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE

DOCTOR EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

P R E S E N T A

KAREN ZULEYMA RUÍZ JIMÉNEZ

General Escobedo, N.L.

Mayo de 2021

**ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE
DOCTOR EN CIENCIAS AGRÍCOLAS**

COMITÉ PARTICULAR DE TESIS

Ph. D. Gerardo Méndez Zamora
Director

Dra. J. Guadalupe Gutiérrez Soto
Co-Directora Interna

Dr. Rodolfo Osorio Osorio
Co- Director Externo

Dr. Mariano Flores Dávila
Asesor

Dr. Omar Guadalupe Alvarado Gómez
Asesor

Dr. Juan Antonio Vidales Contreras
Subdirector de Estudios de Posgrado

AGRADECIMIENTOS

A dios por haberme dado salud y la fuerza necesaria para vencer todos los obstáculos que se presentaron y concluir satisfactoriamente esta meta más en mi vida.

A la Universidad Autónoma de Nuevo León a través de la Facultad de Agronomía por haberme abierto las puertas para seguir con mi formación académica.

A la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco por haberme permitido utilizar sus instalaciones para la realización de mi investigación doctoral.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para realizar los estudios del Doctorado en Ciencias Agrícolas.

Al Programa de Apoyo a la Investigación Científica y Tecnológica (PAICYT) 2018 clave (CT 570-18) de la Universidad Autónoma de Nuevo León.

Al M.C. Luis Ulises Hernández Hernández por haberme facilitado el laboratorio de Sanidad Vegetal para la realización de esta investigación. Por sus consejos, regaños y sobre todo por los aportes que fueron de mucha ayuda para la realización de esta tesis.

Mis más sinceros agradecimientos al Dr. Gerardo Méndez Zamora por haberme permitido estar bajo su Dirección y por todo su apoyo incondicional, por sus consejos y dedicación a esta investigación mil gracias. Siempre estaré agradecida con usted.

Al Dr. Rodolfo Osorio Osorio por haberme permitido trabajar con él en esta investigación, por su apoyo, disponibilidad y paciencia para el desarrollo de este trabajo por sus consejos y su amistad, mil gracias.

A mis asesores al Dr. Mariano Flores Dávila, Dra., J. Guadalupe Gutiérrez Soto, Dr. Omar Guadalupe Alvarado Gómez por su colaboración y aportaciones a esta tesis.

DEDICATORIA

A mis padres, por su esfuerzo y comprensión En especial a **ti mamá** por ser un pilar en mi vida, por tu gran amor, entrega y tu apoyo incondicional sin ti no hubiese podido culminar este logro más en mi vida Gracias por estar siempre conmigo.

A mis hermanos, cuñada y sobrinas que me apoyaron incondicionalmente durante todo este camino. En especial a ti hermano querido, aunque ya no estés con nosotros, te dedico este triunfo con alegría, siempre te llevare en mi corazón te quiero mucho **Alexis Antonio**.

A familiares y amigos que siempre confiaron en mí, gracias por sus consejos y apoyo para culminar esta etapa profesional más en mi vida.

A ti amor, que siempre has estado conmigo, por orientarme a elegir el camino correcto, sin ti no hubiese llegado hasta donde estoy, por tus consejos, regaños y por todo tu amor incondicional, por tu inmenso apoyo y tus palabras de aliento que me motivaban a seguir adelante. Te amo y amaré por siempre.

ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	VIII
ÍNDICE DE FIGURAS	IX
RESUMEN	X
ABSTRACT	XI
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	4
2.1. Objetivo General	4
2.1.1. Objetivo Específico	4
3. HIPÓTESIS	4
4. REVISIÓN DE LITERATURA	5
4.1. Taxonomía de <i>Raoiella indica</i>	5
4.2. Distribución geográfica.....	6
4.3. Plantas hospederas y colonización de <i>Raoiella indica</i>	7
4.4. Biología de <i>R. indica</i>	10
4.4.1. Morfología de los estadios	11
4.5. Síntomas y daños	13
4.6. Control de <i>Raoiella indica</i>	15
4.6.1. Campaña Nacional Contra el Ácaro Rojo de las Palmas.....	16
4.6.2. Control biológico	21
4.6.3. Control químico.....	23
4.6.4. Extractos vegetales	25
4.6.5. Neem (<i>Azadirachta indica</i> A. Juss).....	29
4.6.6. Orégano mexicano (<i>Lippia berlandieri</i> Schauer).....	30

4.6.7. Menta mexicana (<i>Plectranthus amboinicus</i> Lour. Spreng.)	31
4.6.8. Ruda (<i>Ruta graveolens</i> L.).....	32
4.6.9. Limón persa (<i>Citrus × latifolia</i> Tanaka)	33
5. MATERIALES Y MÉTODOS	35
5.1. Material Biológico.....	35
5.2. Colecta y preparación de los extractos	36
5.3. Evaluación de los extractos	37
5.4. Análisis Estadístico	38
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	40
7. CONCLUSIONES.....	48
8. BIBLIOGRAFÍA	49
9. ANEXOS	65

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Lista de plantas hospedantes de <i>Raoiella indica</i>	8

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Estadios de <i>Raoiella indica</i> Hirst.....	12
2	Foliolo de palma de coco infestado por <i>R. indica</i> los ácaros se observan como pequeños puntos rojos.....	14
3	Manchas en el follaje de palma de coco resultado del ataque de <i>R. indica</i>	14
4	Necrosis en hojas de plátano resultado de la infestación de <i>R. indica</i>	15
5	Procedimiento de los bioensayos en laboratorio.....	38
6	Mortalidad acumulada de hembras de <i>R. indica</i> por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración de 0.25 %.....	40
7	Mortalidad acumulada de hembras de <i>R. indica</i> por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración del 0.5%.....	41
8	Mortalidad acumulada de hembras de <i>R. indica</i> por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración del 0.75%.....	42
9	Mortalidad acumulada de hembras de <i>R. indica</i> por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración del 1%.....	43

RESUMEN

El ácaro rojo de las palmas *Raoiella indica* Hirst provoca daños en cultivos tales como bananos, plátanos (*Musa* spp.) y varias especies de palmas ornamentales y heliconias. El control de esta plaga se realiza mediante la aplicación de acaricidas organosintéticos; sin embargo, debido a los efectos adversos que este ocasiona en la salud y el medio ambiente se buscan nuevas alternativas de manejo, tal es el caso de los extractos vegetales. El objetivo de esta investigación fue evaluar la toxicidad de los extractos de hojas de orégano mexicano *Lippia berlandieri* Schauer, neem *Azadirachta indica* A. Juss, menta mexicana *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng., ruda *Ruta graveolens* L. y limón persa *Citrus x latifolia* Tanaka contra *R. indica* en condiciones de laboratorio. El experimento se realizó en el laboratorio de Sanidad Vegetal de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Agropecuarias. Las hembras de *R. indica* se expusieron a cada extracto vegetal en concentraciones de 0.25, 0.50, 0.75 y 1% (v/v) para evaluar la mortalidad acumulada a las 24, 48 y 72 h después de la exposición. Los porcentajes de mortalidad de *R. indica* se incrementaron debido al aumento de la concentración del extracto y tiempo de exposición. La actividad acaricida más importante se observó con *L. berlandieri*, *A. indica* y *P. amboinicus*, cuya concentración de 1% y 72 h de exposición causó una mortalidad promedio de 100, 90 y 78% de ácaros, respectivamente. Estos extractos vegetales son promisorios para el manejo de esta plaga.

Palabras clave., Bioensayo, Bioplaguicidas, Control de plagas, Extractos vegetales.

ABSTRACT

The red palm mite *Raoiella indica* Hirst causes damage to crops such as bananas, plantains (*Musa* spp.) And various species of ornamental palms and heliconia. The control of this pest is carried out by applying organosynthetic acaricides; However, due to the adverse effects it causes on health and the environment, new management alternatives are being sought, such is the case of plant extracts. The objective of this research was to evaluate the toxicity of the leaf extracts of Mexican oregano *Lippia berlandieri* Schauer, neem *Azadirachta indica* A. Juss, Mexican mint *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng., Rue *Ruta graveolens* L. and Persian lemon *Citrus x latifolia* Tanaka against *R. indica* under laboratory conditions. The experiment was carried out in the Plant Health laboratory of the Autonomous Juárez University of Tabasco, Academic Division of Agricultural Sciences. Female *R. indica* were exposed to each plant extract at concentrations of 0.25, 0.50, 0.75 and 1% (v / v) to evaluate the accumulated mortality at 24, 48 and 72 h after exposure. The mortality percentages of *R. indica* increased due to the increase in the concentration of the extract and the exposure time. The most important acaricidal activity was observed with *L. berlandieri*, *A. indica* and *P. amboinicus*, whose concentration of 1% and 72 h of exposure caused an average mortality of 100, 90 and 78% of mites, respectively. These plant extracts are promising for the chemical management of this pest.

keywords. Bioassays, Biopesticides, Pest control, Plant extracts.

1. INTRODUCCIÓN

El ácaro rojo de las palmas, *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae), es una plaga que ataca a cultivos de importancia económica, tales como el cocotero *Cocos nucifera* L., plátanos y bananos *Musa* spp., algunas especies de palmas ornamentales y heliconias (Carrillo *et al.*, 2012). Para la región Neotropical, el ácaro rojo se detectó por primera vez en el año de 2004, en las hojas de palma de coco y palmas de Navidad, *Veitchia merrillii* (Becc.) H.E. Moore, en la isla caribeña de Martinica (Flechtman y Etienne, 2004). En los años siguientes, las principales infestaciones de *R. indica* se han encontrado en las islas del Caribe, México, Florida (EE. UU.), Venezuela, Colombia y Brasil (Kane *et al.*, 2012). Esta especie se detectó por primera vez en México en noviembre de 2009 (NAPPO, 2009). Para evitar su rápida dispersión en territorio nacional, el gobierno mexicano implementó un programa operativo que involucra actividades de exploración, muestreo, diagnóstico y control químico de brotes poblacionales en viveros y huertos comerciales (SENASICA, 2018). Para el control químico de esta plaga se recomienda la aspersión de los acaricidas abamectina, acequinocyl, amitraz, spiroticlofen y azufre elemental (SENASICA, 2018). Asimismo, se indica no asperjar un mismo ingrediente activo por más de dos veces de forma consecutiva y efectuar la rotación de productos de diferente modo de acción para evitar la resistencia de esta plaga. El uso recurrente de plaguicidas no solo conduce a la resistencia de plagas, sino que también causa daños a la salud humana y al medio ambiente en general; en los sistemas de producción agrícola, puede afectar de forma colateral a los enemigos naturales y ocasionar un desequilibrio ecológico (Whalon *et al.*, 2008).

Por lo tanto, el uso de extractos vegetales, con demostrada eficacia acaricida, puede ser una opción de menor riesgo e impacto ambiental para el control de esta plaga (SENASICA, 2018).

En la búsqueda de alternativas al uso de plaguicidas organosintéticos, ha incrementado el interés en las plantas que contienen metabolitos secundarios bioactivos (Pino *et al.*, 2013). La presencia de estos metabolitos en las plantas es consecuencia de un proceso evolutivo que ha llevado a la selección de especímenes con mejores mecanismos de defensa contra el ataque microbiano o la depredación por insectos y otros artrópodos (Koul, 2016). Entre los metabolitos bioactivos se mencionan a los compuestos fenólicos, terpenos y esteroides, alcaloides y flavonoides (Bourgaud *et al.*, 2001; Tiwari y Rana, 2015). Los efectos de estos compuestos sobre los artrópodos se manifiestan en la inhibición de la alimentación o la síntesis de quitina, modificación del comportamiento, reducción o inhibición del crecimiento, desarrollo o reproducción y la mortalidad, entre otros (Ascher, 1993; Ben Janet *et al.*, 2001).

En el manejo integrado de plagas existe un gran potencial de las plantas que producen metabolitos secundarios, ya que pueden usarse como barrera biológica en el cultivo, incorporarlos como residuos vegetales o utilizar sus extractos con compuestos bioactivos (Pino *et al.*, 2013). Algunos extractos de plantas son altamente efectivos contra insectos y ácaros que son resistentes a insecticidas y acaricidas organosintéticos, debido al contenido de varios metabolitos con diferentes modos de acción (Rosado-Aguilar *et al.*, 2017), que podrían ser utilizados como reemplazo o complemento al uso de plaguicidas organosintéticos, cuyo

precio, disponibilidad y tecnología de aplicación está fuera del alcance de los agricultores pobres (Abdullahi *et al.*, 2019).

La invasión de *R. indica* en la región Neotropical (Kane *et al.*, 2012), ha llevado al estudio de la actividad acaricida de extractos vegetales de especies de plantas nativas, como parte de la búsqueda de alternativas al uso de acaricidas organosintéticos (Pino *et al.*, 2011; Fernández *et al.*, 2016; Castillo-Sánchez *et al.*, 2018; Pompeu de Sousa *et al.*, 2018; Vásquez *et al.*, 2018; Coelho *et al.*, 2019). La aplicación de extractos de plantas podría ser una alternativa importante; ya que el uso no considera la erradicación total, sino que busca la reducción de poblaciones, buscando restablecer el equilibrio biológico (Gómez *et al.*, 2010). Dada la importancia del problema fitosanitario y que existe poca información respecto al tema, el objetivo de este trabajo fue evaluar la actividad acaricida de los extractos de hojas de orégano mexicano *Lippia berlandieri* Schauer Schauer (Verbenaceae), neem *Azadirachta indica* A. Juss. (Meliaceae), menta mexicana *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng. (Lamiaceae), ruda *Ruta graveolens* L. (Rutaceae) y limón persa *Citrus × latifolia* Tanaka (Rutaceae) sobre ácaro rojo de las palmas *R. indica* en condiciones de laboratorio.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo General

Determinar la actividad acaricida de los extractos de hojas de orégano mexicano *Lippia berlandieri* Schauer, neem *Azadirachta indica* A. Juss, menta mexicana *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng, ruda *Ruta graveolens* L., y limón persa *Citrus x latifolia* Tanaka sobre el ácaro rojo de las palmas *Raoiella indica*.

2.1.1. Objetivo Específico

Evaluar los extractos vegetales en la mortalidad del ácaro rojo de las palmas *Raoiella indica*.

3. HIPÓTESIS

Los extractos de *L. berlandieri*, *A. indica*, *P. amboinicus*, *R. graveolens* y *C. latifolia* presentan toxicidad sobre hembras del ácaro rojo de las palmas *R. indica*, por lo tanto, pueden ser una alternativa en el manejo integrado de este ácaro plaga.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Taxonomía de *Raoiella indica*

De acuerdo con Mesa *et al.* (2009) esta especie fue descrita en 1924 sobre hojas de cocotero en la India y su taxonomía corresponde a:

Reino: Animalia

Phylum: Arthropoda

Clase: Arachnida

Orden: Prostigmata

Familia: Tenuipalpidae

Género: *Raoiella*

Especie: *Raoiella indica* Hirst, 1924

El ácaro rojo *R. indica* es un artrópodo que pertenece a la clase Arachnida, ubicado por sus características en el orden de los Trombidiformes, suborden Prostigmata, de la familia Tenuipalpidae. En el suborden Prostigmata se encuentran 36 superfamilias, las cuales colonizan una diversidad de ecosistemas terrestres, acuáticos y marinos; hay predadores, fitófagos, saprófagos y parásitos. La familia Tenuipalpidae se caracteriza por la ausencia de las garras o uñas y es uno de los indicadores altamente considerado de la familia Tetranychidae. Los Tenuipalpidos poseen palpos lineales, con cinco o menos segmentos, poseen un opistosoma con un máximo de 13 pares de setas en posición dorsal y lateral, con válvulas anales con uno a tres pares de setas pseudoanales (Krantz y Walter, 2009). *R. indica*

presenta una coloración rojiza, de forma oval y aplastada, se caracteriza por la presencia de setas alargadas en forma de espátula en el dorso. Las hembras adultas con frecuencia presentan porciones negras en el abdomen; son ovales, llegan a medir hasta 0.32 mm de largo por 0.22 mm de ancho, son más grandes que los machos y menos activas (Echegoyén, 2008). Los machos se distinguen de las hembras por tener el abdomen en forma triangular (Kane y Ochoa, 2006).

4.2. Distribución geográfica

El ácaro rojo se describió por primera vez en 1924 en la India (Kane y Ochoa, 2006), después se encontró en Rusia, Pakistán, Mauricio, Egipto, Sudán, Irán, Omán, Israel, Isla Reunión, Arabia Saudita, Emiratos Árabes Unidos, Sri Lanka, Malasia y Filipinas (Pritchard *et al.*, 1958; Welbourn, 2006; Hoy, 2012). En el continente americano, dicha plaga se reportó por primera vez en el año 2004 en las islas del Caribe (Fletchmann y Etienne, 2004; Dowling *et al.*, 2012), Trinidad y Tobago, Puerto Rico, Santo Tomás (Islas Vírgenes Estadounidenses) y Jamaica (Mendonca *et al.*, 2005; Hoy *et al.*, 2006; Rodríguez *et al.*, 2007). En el 2007, se encontró en la Florida, EE. UU en el 2008 invadió Cuba y Venezuela (Vásquez *et al.*, 2008; Peña *et al.*, 2009). *R. indica* es una plaga de importancia cuarentenaria para México (SAGARPA, 2012); pero a pesar de los esfuerzos por evitar su ingreso al país, en 2009 se confirmó el primer reporte de *R. indica* en los municipios de Isla Mujeres y Cancún, Quintana Roo (NAPPO, 2009). Un año después, se encontró en tres municipios más del estado de Quintana Roo, y en el año de 2013, se había dispersado en todo el Sur y Sureste de México, abarcando cuatro municipios del

estado de Quintana Roo, 14 de Yucatán, siete de Tabasco, nueve de Campeche, 14 de Oaxaca, cinco de Chiapas y dos de Veracruz. A pesar de los esfuerzos por retrasar su dispersión en territorio nacional, en el año de 2014 se encontró en el estado de Guerrero, después en Jalisco y Nayarit (Estrada-Venegas *et al.*, 2014), y en el año siguiente, en Michoacán, Colima, Sinaloa y Baja California (SENASICA, 2015). Actualmente se localiza en 190 municipios de 15 entidades federativas de la República Mexicana (SENASICA, 2018).

4.3. Plantas hospederas y colonización de *Raoiella indica*

Este ácaro es un fitófago obligado, tiene una amplia gama de plantas hospedantes (Cuadro 1), pero los principales daños los causa a palma de coco, plátano y heliconias; se le reconoce como una severa plaga en muchos países del hemisferio oriental (Peña *et al.*, 2006).

Cuadro 1. Lista de plantas hospedantes de *Raoiella indica*.

Especie	Reporte
<i>Areca</i> sp.	Pritchard y Baker (1958)
<i>Areca catechu</i>	Nageshachandra y Channabasavanna (1984)
<i>Dypsis decaryi</i>	Welbourn (2009)
<i>Dypsis lutescens</i>	Kane <i>et al.</i> (2005)
<i>Adonidia merrillii</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Ptychosperma elegans</i>	Blume Welbourn (2009)
<i>Ptychosperma macarthurii</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Ptychosperma</i> sp.	Cocco y Hoy (2009)
<i>Veitchia arecina</i>	Cocco y Hoy (2009)
<i>Veitchia</i> sp.	Welbourn (2009)
<i>Wodyetia bifurcata</i>	Welbourn (2009)
<i>Dictyosperma album</i>	Moutia (1958)
<i>Chamaedorea</i> sp.	Welbourn (2009)
<i>Strelitzia reginae</i>	Kane <i>et al.</i> , (2009)
<i>Cocos nucifera</i>	Hirst (1924), Welbourn (2009)
<i>Syagrus schizophylla</i>	Welbourn (2009)
<i>Syagrus romanzoffiana</i>	Kane <i>et al.</i> (2005)
<i>Allagoptera arenaria</i>	Fairchild (2004)
<i>Beccariophoenix madagascariensis</i>	Welbourn (2009)
<i>Aiphanes caryotifolia</i>	Welbourn (2009)
<i>Aiphanes</i> sp.	Kane <i>et al.</i> (2005)
<i>Bactris plumeriana</i>	Welbourn (2009)
<i>Elaeis guineensis</i>	Welbourn (2009)
<i>Roystonea borinquena</i>	Welbourn (2009)
<i>Roystonea regia</i>	Welbourn (2009)
<i>Pseudophoenix sargentii</i>	Welbourn (2009)
<i>Pseudophoenix vinifera</i>	Welbourn (2009)
<i>Bismarckia nobilis</i>	Welbourn (2009)
<i>Caryota mitis</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Caryota urens</i>	Florida y Trinidad (2014)
<i>Corypha umbraculifera</i>	Welbourn (2009)
<i>Licuala grandis</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Livistona chinensis</i>	Welbourn (2009)
<i>Pritchardia pacifica</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Pritchardia vuylstekeana</i>	Cocco y Hoy (2009)
<i>Washingtonia filifera</i>	Welbourn (2009)
<i>Acoelorrhaphe wrightii</i>	Welbourn (2009)
<i>Brahea armata</i>	Fairchild (2015)
<i>Guihaia grossefibrosa</i>	Fairchild (2015)
<i>Rhapis excelsa</i>	Welbourn (2009)
<i>Phoenix acaulis</i>	Trinidad (2014)
<i>Phoenix canariensis</i>	Etienne y Flechtmann (2006),
<i>Phoenix dactylifera</i>	Sayed (1950)
<i>Phoenix reclinata</i>	Welbourn (2009)
<i>Phoenix roebelenii</i>	Welbourn (2009)
<i>Coccothrinax argentata</i>	Cocco y Hoy (2009)
<i>Coccothrinax miraguama</i>	Welbourn (2009)

<i>Schippia concolor</i>	Welbourn (2009)
<i>Thrinax radiata</i>	Welbourn (2009)
<i>Heliconia bihai</i>	Welbourn (2009)
<i>Heliconia caribaea</i>	Welbourn (2009)
<i>Heliconia psittacorum</i>	Welbourn (2009)
<i>Heliconia rostrata</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Heliconia</i> sp.	Peña <i>et al.</i> (2009)
<i>Ravenala madagascariensis</i>	Welbourn (2009)
<i>Strelitzia reginae</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Musa acuminata</i>	Kane <i>et al.</i> (2005)
<i>Musa balbisiana</i>	Kane <i>et al.</i> (2005)
<i>Musa corniculata</i>	Welbourn (2009)
<i>Musa</i> sp.	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Musa uranoscopus</i>	Kane <i>et al.</i> (2005)
<i>Musa paradisiaca</i>	Kane <i>et al.</i> (2005)
<i>Alpinia purpurata</i>	Welbourn (2009)
<i>Alpinia zerumbet</i>	Welbourn (2009)
<i>Etlingera elatior</i>	Etienne y Flechtmann (2006)
<i>Zingiber</i> sp.	Peña <i>et al.</i> (2009)
<i>Pandanus</i> sp.	Kane y Ochoa (2006)
<i>Pandanus utilis</i>	Welbourn (2009)

En Cancún, México, Otero *et al.* (2016) evaluaron en invernadero el nivel de incidencia que pueda tener *R. indica* sobre las especies de *Musa* sp. reportados como hospedantes de este ácaro, encontrando que existen grandes infestaciones de este ácaro sobre el cultivo de cocotero, y que estas infestaciones se dan en época de seca, disminuyendo en temporadas de lluvia. Polanco *et al.* (2017) realizaron evaluaciones de colonización, abundancia y daño de *Raoiella indica* sobre tres cultivares de *Musa* spp. en condiciones de campo, los resultados que obtuvieron fueron que las poblaciones del ácaro sobreviven, reproducen y propagan sobre estas plantas; sin embargo, el aumento fue lento causando un daño moderado sobre estos cultivares. Por el contrario, *R. indica* aumentó su abundancia en el testigo (plantas de coco) provocando daños severos confirmando así que *C. nucifera* es el huésped preferido de la plaga. Martínez *et al.* (2019) evaluaron la

supervivencia y fecundidad de *R. indica* en foliolos de palma de coco (*C. nucifera*). La mayor tasa de incremento poblacional ocurrió a 27.5 °C y 40-50 % de HR encontrando que son las condiciones óptimas para el desarrollo de esta plaga.

4.4. Biología de *R. indica*

Es un ácaro de color rojo intenso que posee segmentos palpaes y un escudo propodosomal; tiene cuatro pares de sedas histerosomales dorsosublaterales con terminación espatulada y cuerpo aplanado en la parte ventral. Presenta un claro dimorfismo sexual en donde los machos son más pequeños que las hembras. La hembra no tiene el escudo ventral anterior y el cuerpo es fuertemente redondeado, mientras que la forma de los machos es un poco más triangular con el vértice en el extremo posterior. Su ciclo biológico consta de cinco fases huevo, larva, protoninfa, deutoninfa, y adulto (Jeppson *et al.*, 1975); a partir del huevo el cambio de fase está determinado por la presencia de la exuvia (Flores-Galano *et al.*, 2010). El tiempo que transcurre desde la eclosión del huevo hasta que el individuo alcanza el estado adulto, va desde 22 hasta 28 d en el caso de las hembras, mientras que para los machos va de 20 a 22 d (Hoy *et al.*, 2006). Esta especie se reproduce sexualmente y por partenogénesis (Jeppson *et al.*, 1975; Moutia *et al.*, 1958; Nageshachandra y Channabasavanna, 1984).

La duración de los diferentes estadios de desarrollo varía en función de las condiciones climáticas ya que, como sucede en muchas especies animales, el descenso de temperatura determina que se reduzcan las funciones metabólicas alargando su longevidad. La duración de cada uno de estos estadios es como sigue: para el periodo comprendido entre febrero y marzo, con una temperatura promedio

de 24.2 °C, la duración del huevo es de 5 d, larva 7 d, protoninfa 5.5 d deutroninfa 4.5 d; mientras que con temperatura promedio de 17.9 °C, la media en días del huevo es de 6.5, larva 9.5 d, protoninfa 6.5 d y deutroninfa 10.5 d (Moutia, 1958).

4.4.1. Morfología de los estadios

Huevo. Ovalado, de color rojizo, liso y de aspecto brillante, mide 0. 117 µm de longitud por 0.88 µm ancho, de uno de sus extremos nace un pelo o filamento, más largo que el propio huevo (Mendonça *et al.*, 2005). El extremo del filamento se enrolla y puede tener una gota de agua adherida (Hoy *et al.*, 2006); adelante en su desarrollo los huevos adquieren una coloración blanco-opaca (Nageshachandra y Channabasavanna, 1984).

Larva. Es de color naranja brillante, la diferencia principal con el resto de las fases consiste en que sólo tiene tres pares de patas. Se alimenta generalmente por un periodo de 3 a 5 d, antes de comenzar el estado quiescente, que demora entre 1 y 2 d. Producto de la alimentación se pueden desarrollar unas manchas negruzcas en la parte dorsal posterior del cuerpo (Hoy *et al.*, 2006).

Ninfa. Presenta dos estados ninfales llamados proto y deutroninfas, que se distinguen de la larva por su tamaño y por presentar cuatro pares de patas; no presenta gonoporo, es de color rojizo, se alimenta por espacio de 2 a 5 d como protoninfas antes de comenzar el periodo quiescente, el cual demora de 1 a 4 d (Hoy *et al.*, 2006).

Adultos. En este estado ya se encuentran presentes las características típicas de la especie como el tegumento dorsal liso, un par de sedas dorsocentrales largas y

tercer par muy corto de setas dorsocentrales. Las hembras alcanzan hasta 320 μm de longitud y 220 μm de ancho (Moutia, 1958). Las hembras de *R. indica* tienen el cuerpo de forma oval, de color rojizo, con manchas oscuras sobre la parte dorsal del cuerpo. Tienen la región del opistosoma de forma casi cuadrada y hundida en la cara dorsal, posteriormente, su cuerpo se ensancha mucho más que el del macho. Los machos son de menor tamaño que las hembras y con el opistosoma de forma más aguzada (Figura 1) (Flores-Galano *et al.*, 2010).

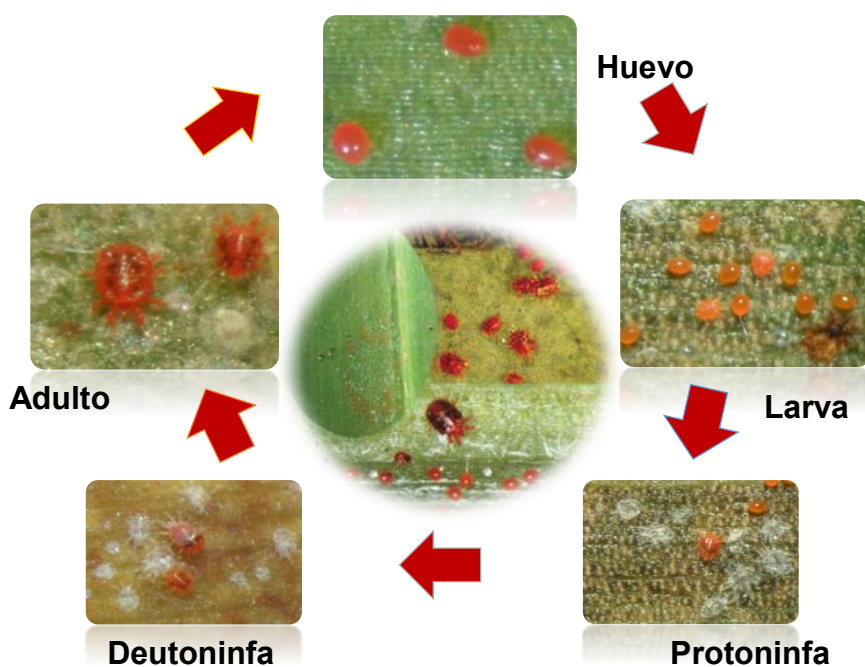


Figura 1. Estadios de *Raoiella indica* (Mendoca *et al.*, 2005)

4.5. Síntomas y daños

Raoiella indica se alimenta de contenidos de las células vegetales; todos los estadios de desarrollo (huevos, larvas, ninfas y adultos) se localizan en el envés de las hojas, frecuentemente a lo largo de la nervadura media. Alcanza poblaciones elevadas que se observan como pequeños puntos rojos (Figura 2) en grandes agregados y asociados con manchas de color amarillo (Figura 3) (Cocco *et al.*, 2009). Los daños que provoca *R. indica* en el cultivo de cocotero huésped preferido de esta plaga son más evidentes en las hojas maduras, las cuales se tornan amarillentas y pueden llegar a secarse completamente ante infestaciones severas (Cocco *et al.*, 2009). De acuerdo con Peña *et al.* (2006) la clorosis en las hojas puede ser confundida en campo con el amarillamiento letal del cocotero, ya que los síntomas son similares; sin embargo, la presencia de las altas poblaciones del ácaro en los folíolos y las exuvias visibles a simple vista son la clave para distinguir el daño causado por esta plaga. El efecto del daño es mayor en las plantas de vivero, donde ocurren poblaciones altas, y pueden llegar a causar la muerte de las plantas pequeñas (Rodríguez, 2007). Plantas jóvenes y adultas son igualmente afectadas por el ácaro rojo cuando se encuentran bajo estrés hídrico y nutricional (Moutia, 1958).

Los ácaros son fácilmente observables sobre las hojas verdes (Figura 2). Las altas poblaciones de ácaros se localizan típicamente en el envés de las hojas donde pueden aparecer puntos amarillos esparcidos sobre ambas superficies, hasta provocar una fuerte coloración amarilla generalizada en toda la hoja (Figura 3). En el cultivo de cocotero, las plantas jóvenes son más susceptibles al ataque del ácaro

rojo, debido a que afecta las partes tiernas y succulentas. Una infestación severa en plantas adultas puede ocasionar aborto de flores o frutos (Marjorie *et al.*, 2006). Esta plaga también se ha encontrado en el género *Musa* en el área del Caribe, incluyendo a Cuba. Los daños en plátano y banano ocurren en las hojas inferiores, las cuales se tornan amarillas con pequeñas manchas verdes (Rodríguez *et al.*, 2007).



Figura 2. Foliolo de palma de coco infestado por *R. indica* los ácaros se observan como pequeños puntos rojos (Mendoca et al., 2005)



Figura 3. Manchas en el follaje de palma de coco resultado del ataque de *R. indica* (CNR/SENASICA, 2014)



Figura 4. Necrosis en hojas de plátano resultado de la infestación de *R. indica*.

Fuente: (CNR/SENASICA, 2014)

4.6. Control de *Raoiella indica*

Los métodos de control utilizados para esta plaga son: control legal (Campaña fitosanitaria, la NOM y la ley federal de Sanidad Vegetal), Control cultural/físico, control biológico, control químico al igual que la utilización de extractos vegetales. Se han reportado estudios realizados sobre el control químico de *Raoiella indica* (Peña *et al.*, 2007; Verle y Peña, 2012; Correa *et al.*, 2018), así mismo en países donde se reporta la presencia de este ácaro reportan enemigos naturales ejerciendo un control natural sobre esta plaga (Machkour-M'Rabet *et al.*, 2015; Hastie *et al.*, 2010; Contreras *et al.*, 2017).

4.6.1. Campaña Nacional Contra el Ácaro Rojo de las Palmas

Desde el año 2010, SENASICA implementó la campaña nacional contra el ácaro rojo de las palmas. Las actividades de la campaña están encaminadas al control de la plaga de acuerdo con lo establecido en la Ley federal de Sanidad Vegetal, la Norma Internacional de Protección Fitosanitaria No. 8 y las Reglas de Operación del Programa de Sanidad e Inocuidad Agroalimentaria de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación vigentes. Las estrategias operativas de esta campaña implican la exploración, muestreo, diagnóstico, control químico y cultural de esta plaga, con el objetivo de evitar su rápida dispersión y mitigar los daños en plantas hospedantes de importancia económica (SENASICA, 2018). Para el año 2019, la campaña del ácaro rojo de las palmas estuvo vigente en los estados de Quintana Roo, Chiapas, Veracruz, Guerrero, Nayarit, Sonora con un presupuesto federal de \$ 2 322 438 y estatal de \$ 967 500 (SENASICA, 2019).

De acuerdo con el manual y la estrategia operativa 2018 las actividades a realizar son:

4.6.1.1 Exploración

Consiste en realizar recorridos en predios o sitios negativo a la plaga, tanto en las áreas sin presencia como en las zonas bajo control fitosanitario, observando hospedantes en búsqueda de síntomas sospechosos provocados por el ácaro rojo de las palmas al ver síntomas se realiza la revisión para determinar la presencia de

la plaga la cual se llevará acabo con ayuda de una lupa. Esta acción servirá para detectar oportunamente a la plaga y/o emitir alertas al productor. En los municipios sin presencia del ácaro rojo de las palmas establecen sitios de exploración en lugares estratégicos de áreas urbanas como parques, jardines, clubs deportivos, campamentos y albergues recreativos, así como en las principales vías de comunicación donde existan hospedantes (SENASICA, 2018).

4.6.1.2 Muestreo

Este sirve para determinar la densidad poblacional de la plaga, esta acción se dirige a huertos comerciales, viveros, zonas silvestres, áreas natrales protegidas y huertos de traspatio.

4.6.1.3 Muestreo de huertos comerciales

En este se utiliza la metodología de “cinco de oros” esta consiste en revisar cinco puntos dentro del predio, uno al centro y los cuatro restantes en los extremos del predio. Por cada punto de muestreo se procederá a revisar las plantas que corresponden, en función a la superficie de producción que marca el manual operativo de la campaña contra el ácaro rojo de las palmas (SENASICA, 2018)

4.6.1.4 Muestreos en viveros

Cuando derivado de los muestreos, resulta la presencia de *Raoiella indica*, en todo el vivero se realizará el muestreo de “cinco de oros” en el cual el número de plantas a revisar dependerá de la superficie del predio de acuerdo con el manual operativo (SENASICA, 2018).

4.6.1.5 Muestreo en sitios urbanos

En los lugares estratégicos como parques, Jardines, clubs deportivos, campamentos, albergues recreativos, así como en las principales vías de comunicación donde existan hospedantes del ácaro rojo de las palmas y donde aún no se ha confirmado mediante diagnóstico fitosanitario la presencia de esta plaga, se revisan 10 plantas. El número máximo de sitios de muestreos a considerar en un área urbana serán cinco por cada kilómetro.

La metodología del muestreo consta de tomar del estrato inferior de la copa de cada planta se elegirán cuatro hojas no senescentes en orientación a los puntos cardinales (una por cada punto cardinal) y se examinará el envés de estas, principalmente en la parte cercana a la nervadura principal. Si son palmáceas se revisarán cuatro folíolos por planta. En aquellos sitios donde se tenga confirmada la presencia de *R. indica*, el técnico, además de constatar el número de órganos infestados (hojas), procederá a determinar la densidad poblacional de la plaga, parámetro que se utilizará para evaluar el impacto del control realizado. La densidad poblacional se calcula contabilizando el número de ácaros adultos y ninfas

presentes en un cm², tarea para la cual será obligatorio usar una lupa de por lo menos 30X de amplificación con medidor graduado de 1 cm².

Es importante señalar que con el propósito de evitar sobre o subestimaciones en las poblaciones de *R. indica*, el conteo debe realizarse en la medida de lo posible en el mismo lugar, por lo cual, en el caso de las palmáceas, se elegirá un foliolo por cada hoja y en la parte central del mismo se efectuará la cuantificación correspondiente; en lo que respecta a hospedantes de hoja simple, el conteo se realizará en la parte central del envés (SENASICA, 2018).

4.6.1.6 Diagnóstico

Como resultado de la exploración, en aquellos lugares donde no esté confirmada la presencia de la plaga y se observen ejemplares sospechosos a *Raoiella indica*, se procede a coleccionar muestras de estos especímenes, los cuales son depositados en un vial o frasco con alcohol al 70%. Estas muestras son enviadas al laboratorio de entomología y ácarología del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria de la dirección general de sanidad vegetal o en su defecto laboratorios aprobados por la SAGARPA para su identificación taxonómica. los datos que deben llevar las muestras son: Nombre de la plaga sospecha, hospedante, localidad, municipio o estado, datos de georreferenciación, fecha de colecta y nombre del colector (SENASICA, 2018).

4.6.1.7 Control Químico

La campaña del ácaro rojo en México ha realizado el control químico del ácaro rojo en 382 focos de infestación, a través de la aplicación periódica de acaricidas a base de azufre, abamectina, spiridiclofen, amitraz y extractos vegetales, sin obtener resultados satisfactorios en algunas localidades (SENASICA, 2014). La estrategia consiste en la aplicación foliar de un acaricida que haya demostrado efectividad biológica contra *Raoiella indica* y que cuente con registro ante la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios (azufre, abamectina, spiridiclofen, amitraz) a los 30 y 60 días después de la primera aplicación se repite el tratamiento químico, cuidando que cada aspersión se efectúe con ingredientes activos de diferente modo de acción. En el caso de que se continúe detectando la plaga en los predios que ya han sido tratados, se continua con aplicaciones mensuales de acaricida hasta que se elimine el brote de este ácaro (SENASICA,2018)

4.6.1.8 Control Cultural

En el caso de las palmáceas (palma de coco, palmas ornamentales), se lleva a cabo la poda de las hojas basales de la planta, las cuales se incineran o entierran, de ser necesaria la movilización del material vegetativo contaminado éste se deposita en bolsas de plástico, a fin de reducir el riesgo de dispersión de la plaga.

Derivado de estas acciones en el último décimo informe mensual de la campaña 2018, se exploraron 13,444 ha para la detección de esta plaga, se muestrearon 16,943 con el fin de determinar los niveles de infestación de la plaga y controlaron

2,055 focos de infestación a través de control cultural y control químico. Se logró coadyuvar a reducir o mantener el nivel de infestación promedio del ácaro rojo de las palmas por abajo de 80 individuos/cm², en los estados de Campeche, Chiapas, Colima, Guerrero, Jalisco, Nayarit, Oaxaca, Quintana Roo, Sinaloa, Tabasco, Veracruz y Yucatán (SENASICA, 2019).

4.6.2. Control biológico

El control biológico con el uso de parasitoides, depredadores, patógenos, antagonistas o poblaciones competidores para suprimir una población plaga, haciéndola menos abundante y dañina de lo que podría ser los productos químicos (Norris et al., 2003). De esta manera, el control biológico involucra el uso, de alguna manera, de poblaciones de enemigos naturales para reducir poblaciones de plaga a densidades menores, ya sea temporal o permanentemente. Las poblaciones de enemigos naturales son manipuladas para causar un cambio permanente en las cadenas tróficas que rodean la plaga (Driesche et al., 2007). En los países donde el ácaro rojo se ha estudiado con mayor profundidad se han encontrado ácaros e insectos depredadores como enemigos naturales de *R. indica*. Se reportan 29 especies de ácaros e insectos en asociación con *R. indica* en varias partes del mundo (Carrillo et al., 2012). Los depredadores que sean encontrados con más frecuencia en los países donde *R. indica* está presente se encuentran a *Amblyseius largoensis*, este ácaro depredador es el que más reportan los autores y es identificado como el depredador más abundante y, a menudo como la única especie de fitoseido asociado a *R. indica*, aunque esta especie es un depredador

generalista, es capaz de alimentarse de todos los estadios de *R. indica* (Hastie et al., 2010). Para el caso de los insectos se reportan algunas especies de la Familia Coccinellidae y que ejercen un buen control de las densidades de esta plaga, tanto en el estado larval como en el estado de adulto de *R. indica* (Puttaswamy y Rangaswamy, 1976). En México se reportan insectos y ácaros depredadores encontrados en campo en plantaciones del cultivo de cocotero. Estudios realizados en Mérida, Yucatán por Machkour-M'Rabet et al. (2015) reportaron al coccinélido *Chilocorus cacti* alimentándose de estadios de *Raoiella indica* lo que indican que este coleóptero puede llegar hacer un enemigo potencial y puede utilizarse dentro de un manejo integrado de esta plaga. En Tecomán, Colima, México, Contreras et al. (2017) realizaron muestreos en plantaciones de cocotero encontrando las especies de *Ceraeochrysa cincta*, (Schneider), *Ceraeochrysa claveri* (Navás), *C. valida* (Banks), *Ceraeochrysa smithi* (Navás) y *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae) donde la especie con mayor frecuencia (100%) fue *C. cincta*. Muestreos realizados en Colima, Jalisco y Quintana Roo reportan a los coccinélidos *Chilocorus cacti* (L.), *C. nigrita*, *Stethorus punctum* (LeConte) depredando poblaciones de *R. indica*. Siendo *S. punctum* el primer registro de depredación a este ácaro, al igual que su presencia en *C. nucifera*. En municipios del estado de Quintana, Roo reportan a los ácaros depredadores *Amblyseius largoensis* y *Neoseiulus anonymus* de la familia Phytoseiidae en asociación con el ácaro rojo donde *A. largoensis* fue la especie más abundante (Estrada-Venegas et al., 2017).

4.6.3. Control químico

El control químico de plagas consiste en debilitar, interrumpir o prevenir el crecimiento de sus poblaciones en cultivos mediante el uso de sustancias químicas; como los pesticidas (Pérez *et al.*, 2004). Por lo que la FAO (1990) en el artículo 2° del Código Internacional de Conducta para la Distribución y Utilización de Plaguicidas define los plaguicidas como «cualquier sustancia o mezcla de sustancias destinadas a prevenir, destruir o controlar cualquier plaga. De acuerdo con lo anterior, en los en los países donde se reporta esta plaga el control químico es el método más usado para su control. En la India (Bengala Occidental) el monocrotofos fue el más efectivo para el control de *R. indica*, con respecto al oxidimeton metil, endosulfan, dicofol, cipermetrina y fluvalinato (Senapati y Biswas, 1990). En diferentes investigaciones se han evaluado diversos productos químicos que han mostrado una buena efectividad entre ellos: dimetoato 30 CE (0.03% i.a.), fosfamidon 85 WSC, y metomil 25 CE (0.005%) (Jarayaj *et al.*, 1991) y monocrotofos (0.03% i.a.) (Santos *et al.*, 2004). En Puerto Rico, Peña *et al.* (2007) evaluaron los acaricidas 25 spiromesifen, dicofol, acequinocyl, bifenzanato, etoxazol y milbemectina, obteniendo reducciones poblacionales de 141 ácaros a rangos de 2 a 22 ácaros por cada 17 cm², después de 21 días de la aplicación. Verle y Peña (2012) evaluaron los acaricidas spiromesifen, dicofol y acequinocyl en palmas de coco y plátanos en Puerto Rico y Florida, con el fin de ofrecer alternativas de control químico con el fin de reducir el impacto de esta plaga, encontrando que estos acaricidas fueron eficaces en la reducción del ácaro palma de coco y plátano. En condiciones de laboratorio, De Assis *et al.* (2013) evaluaron la toxicidad de los

acaricidas abamectina, clorfenapir, diafentiuron, óxido fenbutatin, fenpiroximato, hexitiazox, milbemectina, propargite, spiroadiclofen y spiromesifen. Las concentraciones letales son de 50 (CL50) y 90 (CL90) indicaron que la abamectina, fenpiroximato, milbemectina, spiroadiclofen y propargite fueron los productos más tóxicos para *R. indica*. Los coeficientes de toxicidad para la CL50 mostraron que milbemectina era 6,028,000 veces más tóxico que spiromesifen y 11 veces más tóxico que la abamectina. Los coeficientes de toxicidad para la CL90 indicaron que milbemectina era 263 millones de veces más tóxico que el clorfenapir y sólo 1.44 veces más tóxico que la abamectina. En México, en condiciones de laboratorio a 28 ± 2 °C y 50 ± 10 % de humedad relativa evaluaron 14 acaricidas (Abamectina, Azufre, Acequinocyl, Bifenazate, Dicofol, Fenazaquin, Fenpiroximato, Milbemectina, Propargite, Amitraz, Azadiractina, Bifentrina, Clorfenapir, Clorfentezine, Spiromesifen, Fenazaquin, Flufenoxorun, Hexitiazox, Clorhidrato de formetanato, Spiroadiclofen) utilizando concentraciones diluidas 0.0001, 0.001, 0.01, 0.1, 1, 10, 100 y 1000 mg de ingrediente activo por litro de solución en hembras *R. indica* la mortalidad se determinó a las 24 h después de la aplicado el tratamiento, de acuerdo con los intervalos de confianza al 95 % para CL90 indicaron que los acaricidas que presentaron más toxicidad fueron fenazaquin y milbemectina, seguidos por abamectina y difocol y los menos tóxicos fueron acequinocyl, fenpyroximate, propargite, clorhidrato de formetanato, azufre y bifentrina, descartando a los acaricidas spiridiclofen, spiromesifen, bifezanate y amitraz ya que estos no presentaron mortalidad significativa en los bioensayos. Por lo que, el estudio realizado considera que fenazaquín, milbemectina, abamectina y dicofol podrían utilizarse para el control *R. indica*, y que se deben realizar pruebas en

campo, esto con el fin de reconocer el momento adecuado de la aplicación para el control químico de *R. indica* (Sanchez-Vazquez *et al.*, 2017). Correa *et al.* (2018) evaluaron 19 acaricidas comerciales sobre estadios de *R. indica* en plantas de cocotero híbrido, este experimento se realizó en condiciones de vivero. Las dosis y frecuencias de aplicación de cada producto se realizó de acuerdo con las instrucciones de cada uno de ellos, la contabilización de los ácaros adultos se llevó a cabo a los 2, 7, 14 y 21 d después de la aplicación. Como resultado obtuvieron que todos los acaricidas mostraron efectividad a los 21 d de aplicación de la aplicación. Sin embargo, los acaricidas con efectividad a los dos días de aplicado el tratamiento fueron bifentrina con 92.5% bifenazate 87.5% acequinocyl 86.6% spiromesifen con 83.7% y amitraz con 81.8%. y a los 7 días de aplicación fueron fenpyroximate, clorfenapir, azufre, clorhidrato de formetanato, milbemectina, propargite y fenazaquin tuvieron una efectividad de control del ácaro entre el 95 y 100 % de mortalidad, los productos de menor efectividad fueron spiridiclofen y hexitiazox. Por otra parte, el Comité de Sanidad vegetal de Quintana Roo realizó aplicaciones en 73 predios de palma de coco con altas infestaciones de *R. indica* evaluando durante el 2017 y 2018 los acaricidas Amitraz, Abamectina y Spirodiclofen, obteniendo la mayor efectividad la abamectina seguida de Amitraz (Rengifo *et al.*, 2018).

4.6.4. Extractos vegetales

La mayoría de las especies de plantas que se utilizan en la protección vegetal, exhiben un efecto de inhibición en el desarrollo y comportamiento de los insectos

en lugar de matarlos directamente por sus propiedades tóxicas (Izuru, 1970). Las plantas ofrecen una fuente excelente de productos naturales biológicamente activos. A través de los años, numerosas plantas han sido exploradas como fuentes de insecticidas. No obstante, los productos naturales de plantas han quedado rezagados en el uso a pesar del enorme potencial que pueden tener en la investigación moderna de agroquímicos (Benner, 1993). Rodríguez (1996) indica que las plantas son laboratorios naturales, donde se biosintetiza una gran cantidad de sustancias químicas, entre las que se encuentran las que producen el efecto protector, las cuales generalmente forman parte del llamado "metabolismo secundario".

La NORMA Oficial Mexicana (NOM-139-SCFI-2012) define al extracto como el producto obtenido de los vegetales por maceración, percolación, destilación u otros procedimientos que permitan extraerles los principales saboreadores y aromatizantes. Los extractos vegetales se encuentran dentro del grupo de aditivos clasificados como sustancias aromáticas y saborizantes, en el que se incluyen todos los productos naturales. Estos compuestos, también llamados fitoquímicos, son sustancias naturales presentes en el metabolismo secundario de las plantas que tienen funciones en los sistemas de defensa contra insectos y microorganismos fitopatógenos; además, algunos de estos compuestos son caracterizados por sus propiedades bioactivas, lo que hace posible su uso en aplicaciones farmacológicas, químicas e industriales (Isman *et al.*, 2016). La composición química de los extractos aislados de plantas aromáticas que son volátiles depende, entre otras variables, del método de extracción (con solventes, por infusión, hidrodestilación, fluidos supercríticos), ya que unos favorecen la volatilidad y solubilidad de determinada

clase de compuestos presentes en el material botánico (hoja, tallo, raíz, flor, corteza) que se investiga. Los métodos de extracción de compuestos fitoquímicos deben obedecer a la información de la naturaleza química de las sustancias presentes en la planta y al propósito de la investigación. Los plaguicidas botánicos son derivados de algunas partes o ingredientes activos de las plantas. En los últimos años, la aplicación de varios productos de plantas medicinales ha llamado mucho la atención como alternativas efectivas a los pesticidas sintéticos. Estos productos vegetales son muy eficaces, menos costosos, biodegradables y más seguros que sus equivalentes sintéticos, los cuales son altamente persistentes en el medio ambiente y tóxico para los organismos no blanco, incluidos los humanos a los cuales le causan muchas de las enfermedades no identificadas después de la bioacumulación (Singh *et al.*, 1996; Leng *et al.*, 2011).

Se ha demostrado que estos compuestos afectan a las poblaciones de insectos, disminuyen la supervivencia de desarrollo y la tasa de reproducción (Singh y Jain, 1987; Carlini y Grossi, 2002). Varias plantas que pertenecen a diferentes familias contienen una serie de fitoquímicos tales como saponinas, taninos, alcaloides, di y triterpenoides, entre otros, los cuales presentan alta actividad insecticida. El efecto nocivo de los extractos de plantas o sus compuestos puros contra los insectos se puede manifestar de diversas maneras, incluyendo la toxicidad, la mortalidad, inhiben el crecimiento, la supresión de comportamiento reproductivo y reducen la fertilidad y la fecundidad (BenJannet *et al.*, 2001).

4.6.4.1 Extractos reportados con actividad acaricida sobre *Raoiella indica*

Estudios realizados con el aceite *Melaleuca quinquenervia* (Cav) S.T. Blake, especie de la familia *Myrtaceae* se reporta como altamente tóxico provocando una mortalidad en hembras de *T. urticae*, *Panonychus citri* y *R. indica* del 100 % y *Tetranychus tumidus* Banks del 88.73 % (Pino *et al.*, 2011). Por otra parte, Fernández *et al.* (2016) evaluaron el efecto de diferentes dosis del extracto etanólico de zacate limón *Cymbopogon citratus* obteniendo en la concentración de 5% una mortalidad del 92.5% y una reducción de la oviposición del 100% sobre hembras de este ácaro. El extracto de caçari *Myrciaria dubia* presenta un porcentaje de mortalidad sobre esta plaga del 96 al 100 % de mortalidad a las 24 y 48 h de aplicado el tratamiento, respectivamente (Pompeu *et al.*, 2018). Vázquez *et al.* (2018) reportaron al crisantemo *Chrysanthemum cinerariifolium* a las 24 h después de la aplicación, la mortalidad de los ácaros fue de 70% y al usar las concentraciones más bajas de este extracto alcanzó el 80% o más a partir del extracto etanólico al 1%. A las 48 h después de la aplicación del extracto en su más baja concentración 0.25% se alcanzaron tasas de mortalidad superiores al 80%. El extracto de *Spilanthes acmella* (Asteraceae) en contenido de 56 mg/g fue tóxico a *R. indica* (Rabelo *et al.*, 2019). El extracto del orégano *Lippia gracilis* Schauer se reporta como toxico para los ácaros *Aceria guerreronis* Keifer y *Raoiella indica* Hirst. Por otra parte, Castillo *et al.* (2018) evaluaron en condiciones de laboratorio la efectividad del extracto etanólico de *Plectranthus amboinicus* y *Brosimum alicastrum* obteniendo mayor efectividad en el extracto de *P. amboinicus* en la concentración

13% presentando un porcentaje de mortalidad del 13% y una repelencia del 61% en el uso de este extracto, lo que sugiere hacer investigaciones en campo para evaluar el efecto sobre esta plaga.

4.6.5. Neem (*Azadirachta indica* A. Juss)

Esta planta pertenece a la familia Meliácea, es originaria de China y aunque cultivada con varias formas hortícolas. Es un árbol de hasta 25 m de altura, copa ancha y redondeada, brotes jóvenes de color verde oscuro, glabros, hojas de hasta 25 cm de longitud, folíolos 7-17, peciolados, elípticos a ovados, de 3-5 cm de longitud, verde lustroso en el haz, gris-verde pubescente en el envés; flores de color amarillento-blanco (Pereda y Girón, 2012).

Este extracto es uno de los más estudiados en los últimos años, demostrando ampliamente su efectividad en el control de insectos, ácaros y nematodos. La importancia de los extractos de Neem para la agricultura sostenible, sus propiedades radican en la corteza, las hojas, las flores, los frutos y las semillas (Osorio, 2002) y su principal ingrediente activo como la azadiractina (Reyes, 2013). Tiene efectos negativos en los insectos. 1) A nivel fisiológico bloquea la síntesis y liberación de las hormonas implicadas en la muda de los insectos (ecdisteroides) provoca una muda incompleta en los insectos inmaduros. 2). En las hembras maduras, un mecanismo de acción similar conlleva a la esterilidad. 3). La azadiractina es un potente anti alimentario para muchos insectos estos efectos varían considerablemente entre las especies y, en su mayoría, son capaces de sufrir desensibilización a sus efectos (Pérez, 2012). A la planta se le atribuye

biodegradabilidad por su composición de azadiractina, se concentra en las semillas de los frutos inmaduros y puede ser extraído fácilmente con solventes orgánicos, inhiben la enzima que cataliza el último paso del proceso que convierte a la ecdisoma en la hormona activa (Montero *et al.*, 2012). Se le atribuye una mortalidad por ingestión que ocurre entre 3 y 5 días después de la aplicación, pero antes de este tiempo se detiene el proceso de alimentación, por lo tanto, cesa el daño al cultivo sin generar una afectación al ecosistema por sus grandes componentes activos (Angulo, 2009), proporcionando un resultado larvicida contra el mosquito *Culex pipiens* se encuentra en todo el mundo y es un vector de diferentes organismos patógenos que causan enfermedades graves, es abundante en muchas ciudades del mundo (Koc y Cetin, 2016). Se le atribuye grandes logros al reducir la eclosión de huevecillos el desarrollo de las larvas sus hojas realizan el proceso de inhibición de la eclosión de huevos e interfiere en el desarrollo de las larvas, puede ser empleado como estrategia no farmacológica para el control parasitario (Barrabí y Arece, 2013).

4.6.6. Orégano mexicano (*Lippia berlandieri* Schauer)

El orégano mexicano (*L. berlandieri*) pertenece a la familia Verbenaceae. Se considera una planta distinta a sus homólogos europeos ya que sus hojas son más grandes y su color verde es de tono oscuro. Así mismo, esta planta posee un sabor mucho más fuerte comparado con otras variedades que es atribuido a su alto contenido de aceites esenciales. En el aceite esencial de esta planta se han identificado más de 25 compuestos volátiles entre los que se encuentran β -mirceno,

α -terpineno, γ -terpineno, p-cimeno, carvacrol y timol (Cueto *et al.*, 2012). Debido a estos compuestos tiene un alto amplio espectro insecticida, efecto antimicrobiano. Estudios realizados con este extracto ha causado mortalidad de todos los estadios larvales, huevo y adulto del ácaro *Eotetranychus lewisi* (Mc Gregor) plaga del durazno (Quintos *et al.*, 2005) de igual manera ha demostrado ser tóxico para adultos de la mosca de *Hesse* (Cecidomyiidae) plaga de trigo en Marruecos (Lamiri *et al.*, 2001). El aceite de orégano en una concentración de 36 mg/L es efectivo contra el cuarto estadio larval del mosquito *Cx. pipiens* (Traboulsi *et al.*, 2002). Se ha probado con gran éxito en técnicas de repelencia y letalidad contra el ácaro *Varroa destructor* (Pérez *et al.*, 2018), y es igualmente efectivo que insecticidas sintéticos para combatir plagas como el escarabajo común *Rhizopertha dominica* (Fabricius, 1792) en cereales almacenados (Khalfi *et al.*, 2008).

4.6.7. Menta mexicana (*Plectranthus amboinicus* Lour. Spreng.)

La especie es nativa de Asia Oriental y se encuentra distribuida en América Tropical (Acosta *et al.*, 2008), y se denomina comúnmente como menta mexicana. Pertenecce a la familia Lamiaceae. Los ensayos fitoquímicos de taninos, o grupos amino esteroides triterpénicos y aceites esenciales han demostrado que el carvacrol es el compuesto predominante con un 43.1% (Vizoso *et al.*, 2001). Por otro lado, Shubha y Bhatt *et al.* (2015) demostraron la presencia de compuestos fenólicos totales y flavonoides dentro del contenido fenólico encontraron ácidos: gálico, clorogénico, caféico y coumárico, así como rutina en el extracto caliente de las hojas.

Los compuestos fenólicos de la fracción etil acética de hoja, tallo y raíz de *P. amboinicus* fueron identificados como 3-metoxi genkwanina, crisimaritina, ácido p-coumárico, ácido caféico, taxifolina, ácido rosmarínico, apigenina y 5-O-metil-luteolina, encontrándose la mayor concentración de fenólicos totales en el tallo seguida de la hoja y la raíz mientras que la raíz registró el mayor contenido de taninos seguido por la hoja y el tallo (126, 90 y 81 $\mu\text{g g}^{-1}$ de equivalente de ácido tánico, EAT, respectivamente). Los diferentes extractos de los tres órganos vegetales mostraron actividades antioxidante, anti-inflamatoria, analgésica, diurética, citotóxica y antimicrobiana con diferente potencia (El-hawarya *et al.*, 2012). El aceite esencial de *P. amboinicus* ha sido estudiado por su actividad antifúngica (Murthy *et al.*, 2009). Sin embargo, estudios recientes demuestran actividad insecticida y acaricida en diferentes plagas como *R. indica*, *Blatta orientalis* L. *Diaphorina citri*, *Tetranychus turkestanii* demostrando mortalidad en estas especies (Echeverría *et al.*, 2017; Castillo-Sánchez *et al.*, 2018).

4.6.8. Ruda (*Ruta graveolens* L.)

La ruda *R. graveolens* es un arbusto de hojas perennes, globalmente son familia de los acridones, lo que apoya la hipótesis de un efecto tóxico (Benavides *et al.*, 2000). Sus hojas y flores generan compuestos de alcaloides y flavonoides, aceites esenciales y cumarinas (Naveda, 2010). También se le atribuye propiedades nematocidas y nematostático ya que da como resultado un alto porcentaje de mortalidad a una alta concentración aplicadas directamente sobre el follaje (Quevedo, 2010). Sus metabolitos secundarios tienen un rol importante en el

mecanismo defensivo de las plantas (Piedradita, 2017). Presenta un efecto positivo de la sacarina y el benzotidiazol (función química análoga al ácido salicílico), en dichos procesos de defensa (Pérez, 2011).

Contiene diversos metabolitos secundarios incluyendo fumarocumarinas, alcaloides como la quinolona y la acridona; Las cumarinas y fumarocumarinas son utilizadas en el tratamiento del leucoderma, vitíligo y psoriasis debido a sus propiedades fotorreactivas (García *et al.*, 2010).

La especie *R. graveolens* contiene sustancias como la rutina y la inulina, las cuales en estudios han demostrado su efecto nematocida, además tiene propiedades insecticidas y fungicidas que atribuyen contenido de alcaloides rutamina, fagarina, graveolina y furoquinolina (Hernández, 2014). También hay estudios que se relacionan con el control de piojos, pulgones y mosca negra (Millan, 2008).

Su actividad y propiedad fúngica es de vital importancia ya que controla e inhibe el crecimiento micelial y esporulación del moho y disminuye la densidad del micelio en las cepas (Reyes *et al.*, 2014). Por otra parte, en estudios encontrados se observa que genera inhibición de la velocidad de crecimiento micelial ya que retrasa la velocidad de crecimiento micelial del *Trichoderma* (Quintanar, 2014).

4.6.9. Limón persa (*Citrus × latifolia* Tanaka)

Los cítricos fueron introducidos a inicios del siglo XVI en diversas regiones de América, son originarios de las zonas cálidas del sur y sudeste de Asia hasta las

zonas templadas de China, Australia e islas del Pacífico suroccidente (Stampella *et al.*, 2018).

Citrus × latifolia es una fruta donde a través de la cascara y semilla se obtiene metabolitos, tales como flavonoides, fenólicos y limonoides (Robaina, 2016). Tiene componentes de terpenos esteroides, triterpenos, glicósidos, cumarinas, y carbohidratos (Aristizabal, 2011). También se conoce que su aceite esencial tiene un abundante compuesto de terpeno, D-limonelo y L-limonelo, formando cerca del 90 % de la masa del aceite (Soares, 2017).

Hay evidencias que muestran propiedades antioxidantes como hesperidina y compuestos de naringina en su interior (semilla) (Irkin *et al.*, 2015). Adicionalmente su pulpa, contiene ácidos orgánicos como el ácido cítrico, ácido málico, ácido acético y ácido fórmico, también es de gran importancia para la elaboración de aceites esenciales, pectinas, celulosa, pigmentos, y polifenoles, en especial los citroflavonoides (Jiménez *et al.*, 2013). Sobre sus hojas hay grandes propiedades al prepararlas en forma macerada (Rosero, 2015). Haciendo que esta planta presente un efecto antioxidante y baja toxicidad (Ojito *et al.*, 2012).

Se encuentra un efecto de acción fúngica en la inhibición del crecimiento micelial y en la germinación de los conidios (Iglesias *et al.*, 2017). Tanto en crecimiento radial como en número de esporas (Baque *et al.*, 2017). Abstiene la esporulación, el proceso vegetativo del hongo, genera la ruptura de los esporangios y causa desorganización de la pared celular en el esporangióforo provocando efectos positivos (Rodríguez *et al.*, 2017). Su inmersión tiene un efecto fitotónico de follaje en la planta cuando presenta una enfermedad fúngica aplicándolo sobre el follaje, antes del trasplante tiene un efecto protector es tomado a través de los vasos de la

xilema (Rodríguez, 2002). Por otra parte, se relacionan efectos insecticidas lo cual tiende a generar un impacto letal directamente por ingestión más que un efecto repelente (Martínez, 2008).

En contraste se evidencia la actividad acaricida, de estos aceites esenciales, frente a la susceptibilidad de las moléculas de acción letal, que se expusieron mediante microinmersión provocando una mortalidad superior al 50% en los ácaros tratados (Pupiro, 2018).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Material Biológico

En el Campo Experimental de la División Académica de Ciencias Agrícolas de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco en el Km 25 de la carretera Villahermosa-Teapa, Ranchería la Huasteca 2do tramo, municipio Centro, Tabasco, México, se recolectaron foliolos de palma de coco *C. nucifera* infestados naturalmente por *R. indica*. Las muestras se colocaron en bolsas de polietileno y se transportaron dentro de una nevera al Laboratorio de Sanidad Vegetal, ubicado en la citada división académica de la universidad. En el laboratorio, los foliolos fueron examinados minuciosamente con un microscopio estereoscópico para obtener hembras adultas relativamente jóvenes, caracterizadas por un cuerpo de forma ovalada, más grande que las otras formas biológicas de su especie, con manchas oscuras en el dorso, opistosoma redondeado y carmín intenso color rojo (Kane *et al.*, 2012; Navia *et al.*, 2013). En todos los casos, las hembras extraídas fueron utilizadas en los bioensayos el mismo día de la recolecta.

5.2. Colecta y preparación de los extractos

Los extractos de *P. amboinicus*, *A. indica*, *R. graveolens* y *C. x latifolia*, se prepararon a partir de hojas de plantas relativamente jóvenes, libres de plagas y enfermedades, recolectadas en la Ranchería Güiral y González 2a sección de Huimanguillo, Tabasco (17°55'13" N y 93°24'59.5" W). Las hojas se lavaron y después se secaron a temperatura ambiente en el laboratorio de Sanidad Vegetal por un periodo de 15 días protegiéndolas de la luz. Las hojas secas de cada especie vegetal se molieron en una licuadora industrial Hammer Mill® (Modelo B2300). El material molido se pasó a través de un tamiz de 8 pulgadas malla No. 60 (250 micras) y el producto tamizado se almacenó en porciones de 300 g en frascos de color ámbar de un litro de capacidad, a temperatura ambiente, hasta su uso. De acuerdo con Ochoa-Flores *et al.* (2019) la metodología de extracción fue la siguiente: se depositaron 15 g de polvo vegetal y 150 mL de solvente en un matraz Erlenmeyer de 250 mL con tapón de rosca; la mezcla se homogeneizó durante 30 s a 4000 rpm con ayuda de un homogenizador Ultra-Turrax T25 digital (IKA Works, Inc., Wilmington, NC), después se llevó a cabo la extracción asistida por ultrasonificación por 20 min a 40°C, empleando para ello un baño ultrasónico Cole-Parmer modelo cpx-956-217r (Cole-Parmer® Vernon Hills, IL). La mezcla de extracción se filtró sobre papel Whatman no.1 y se colocó en un matraz de bola de 250 mL de boca esmerilada para eliminar el solvente de extracción, a una temperatura de 45°C, con ayuda de un Rotavaporador® R-300 (BÜCHI Latinoamérica S. de R.L. de C.V., CDMX). Este procedimiento se repitió hasta

agotar la cantidad de material vegetal disponible de cada especie de planta. Para el material vegetal de *C. latifolia*, *P. amboinicus* y *R. graveolens* se utilizó como solvente etanol absoluto (Da Camara *et al.*, 2015; Romero *et al.*, 2015); mientras que para *A. indica* se usó acetona (Ochoa-Flores *et al.*, 2019), ambos grados analíticos (Reactivos Química Meyer®, CDMX). El extracto *L. berlandieri* obtenido por arrastre de vapor (destilación), se adquirió de la empresa Natural Solutions S.M.I., ubicada en Ciudad Jiménez, Chihuahua. Los extractos se almacenaron en refrigeración a 4°C, en frascos estériles de color ámbar, hasta su uso en los bioensayos.

5.3. Evaluación de los extractos

Para cada uno de los cinco extractos se prepararon diluciones al 0.25, 0.50, 0.75 y 1% (v/v), utilizando agua destilada como diluyente. La unidad experimental fue una porción de lámina foliar de 2.5 × 4 cm de foliolo de palma, sumergida por 5 s en la solución de extracto vegetal o agua destilada como testigo. Las porciones se secaron 20 min a temperatura ambiente, se colocaron con la cara abaxial sobre una placa de acrílico de 5 × 5 cm, con un orificio de 2.5 cm de diámetro en el centro, y sus bordes se fijaron con cinta adhesiva a la placa. Luego se colocaron 10 hembras de *R. indica* sobre el área abaxial de la lámina foliar limitada por el orificio del acrílico. Para confinar los ácaros a este espacio, se sobrepuso otra placa de acrílico (sin orificio) del mismo tamaño y los bordes de ambas placas se sellaron con cinta adhesiva (Sánchez-Vázquez, 2017).

Esta unidad experimental representó una repetición y se colocó sobre una capa de algodón húmedo dentro de una caja Petri. Cada tratamiento tuvo 10 repeticiones

para un total de 100 ácaros por concentración de extracto vegetal. El total de ácaros vivos y muertos se cuantificó a las 24, 48 y 72 h después de la exposición. Los ácaros que no se movieron al perturbarse por 5 s, con un pincel No. 000 (Helle y Overmeer, 1985), se consideraron muertos. Todos los bioensayos se realizaron en una cámara de cría a temperatura de $28\pm 2^{\circ}\text{C}$, humedad relativa del $50\pm 10\%$ y fotoperiodo de 12 h (Figura 5).

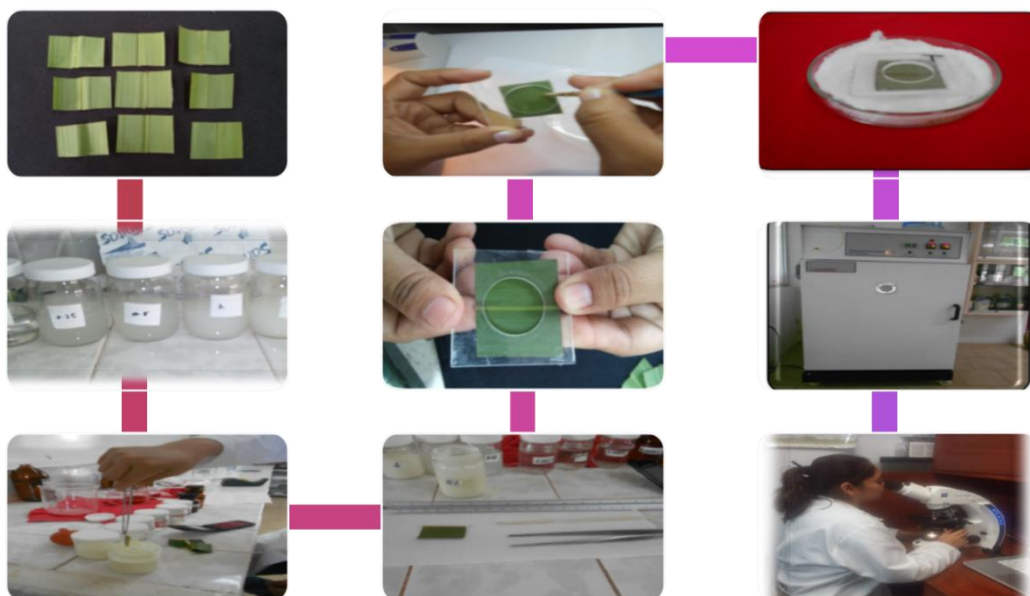


Figura 5. Procedimiento de los bioensayos en laboratorio.

5.4. Análisis Estadístico

Los datos de mortalidad se corrigieron con respecto a la mortalidad observada en el testigo (Abbott, 1925). Cuando la mortalidad en el testigo fue mayor al 10% se desechó el bioensayo. La comparación de los porcentajes de mortalidad se realizó mediante el análisis de varianza, entre los extractos de una misma concentración y tiempo de exposición. Previamente, los datos se transformaron a valores arco seno

$y'_{ij} = \arcsin\sqrt{y_{ij}/100}$ para satisfacer la distribución normal de errores (Zar, 2010). La comparación múltiple de medias se realizó mediante el método de Tukey cuando H_0 fue rechazada ($P < 0.05$). Los análisis se realizaron con el procedimiento de modelos lineales generales (GLM) del paquete estadístico SAS (SAS Institute 2013).

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La mortalidad de las hembras adultas de ácaro rojo aumentó ($P < 0.05$) debido al aumento en la concentración del extracto y el tiempo de exposición (Figura 6-9). La actividad acaricida con menos efectividad se observó en las concentraciones bajas (0.25 y 0.5 %) con los extractos de *R. graveolens* y *C. latifolia* (Figura 6 y 7).

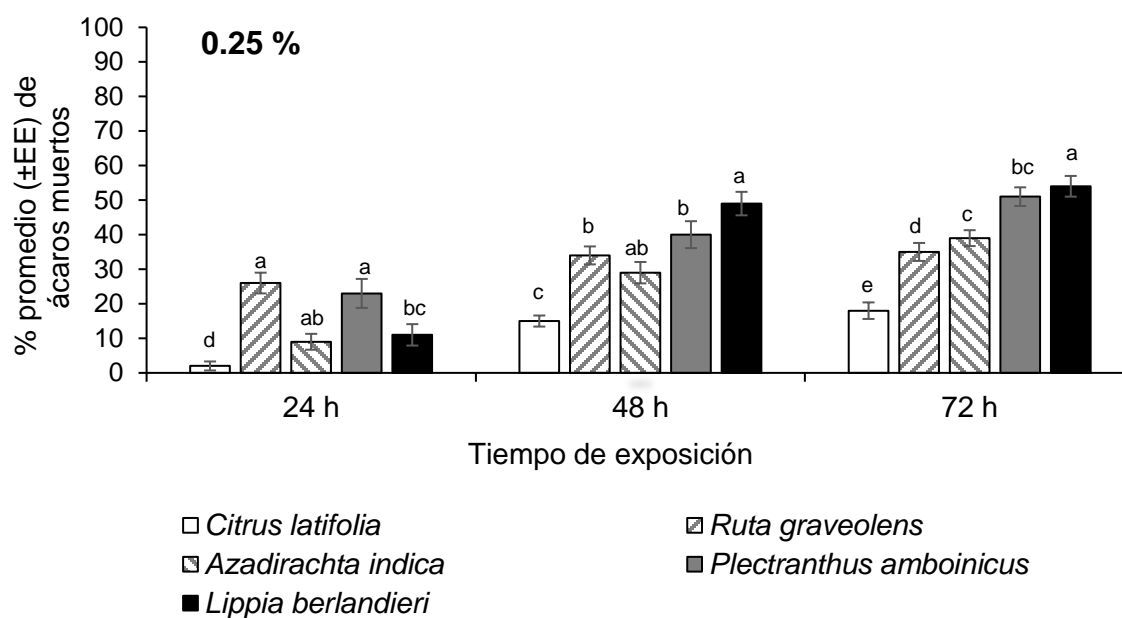


Figura 6. Mortalidad acumulada de hembras de *R. indica* por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración de 0.25 %. Las barras con la misma letra por tiempo de exposición no son significativamente diferentes (Tukey, $P > 0.05$).

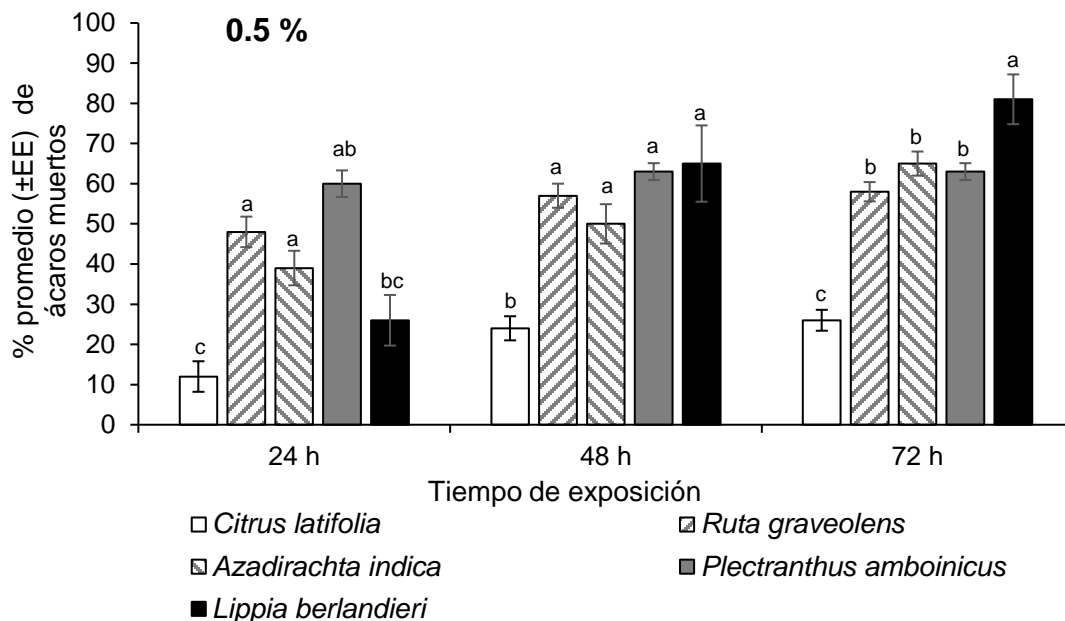


Figura 7. Mortalidad acumulada de hembras de *R. indica* por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración del 0.5 %. Las barras con la misma letra por tiempo de exposición no son significativamente diferentes (Tukey, $P > 0.05$).

La actividad acaricida con mayor porcentaje de mortalidad sobre hembras de *R. indica* se observó en los extractos de *L. berlandieri*, *A. indica* y *P. amboinicus* a diluciones de 0.75 y 1.0%, cuyas mortalidades fueron mayores al 78% a las 72 h de exposición (Figura 8 y 9). La exposición de *R. indica* al extracto de *L. berlandieri* por un período de 72 h, a diluciones de 0.25 ($F = 57.5$, $df = 54$, $P < 0.0001$), 0.5 ($F = 60.3$, $df = 54$, $P < 0.0001$), 0.75 ($F = 136.4$, $gl = 54$, $P < 0.0001$) y 1% ($F = 178.3$, $gl = 54$, $P < 0.0001$), resultaron en un promedio de 54, 81, 97 y 100% de mortalidad, respectivamente. Para el mismo tiempo de exposición y diluciones, el extracto de *A. indica* causó en promedio un 39, 65, 81 y 90% de mortalidad por ácaros, mientras

que, para el extracto de *P. amboinicus*, la mortalidad fue del 51, 63, 82 y 78%, respectivamente (figura 6-9).

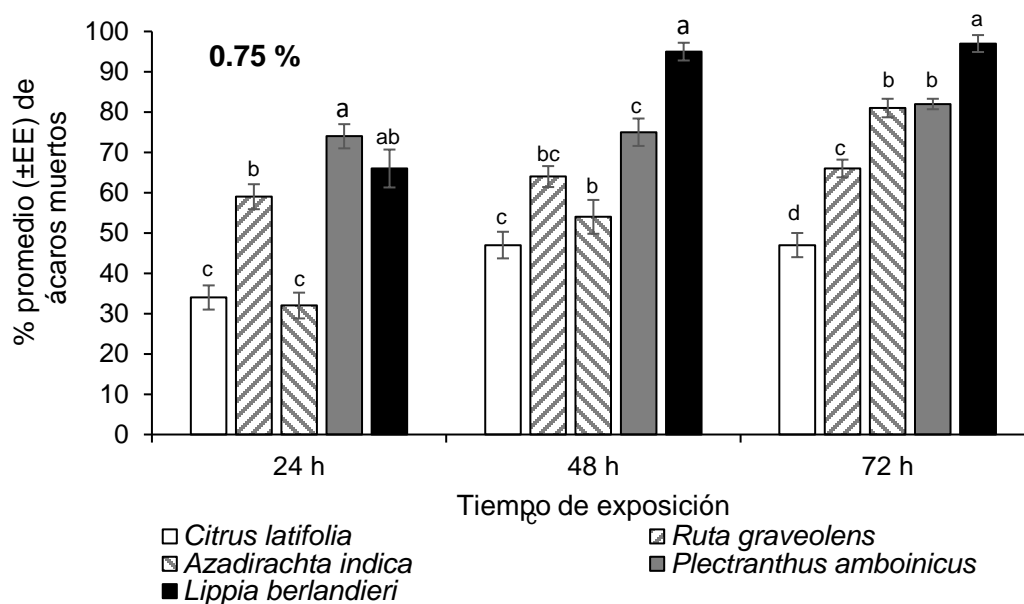


Figura 8. Mortalidad acumulada de hembras de *R. indica* por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración del 0.75%. Las barras con la misma letra por tiempo de exposición no son significativamente diferentes (Tukey, $P > 0.05$).

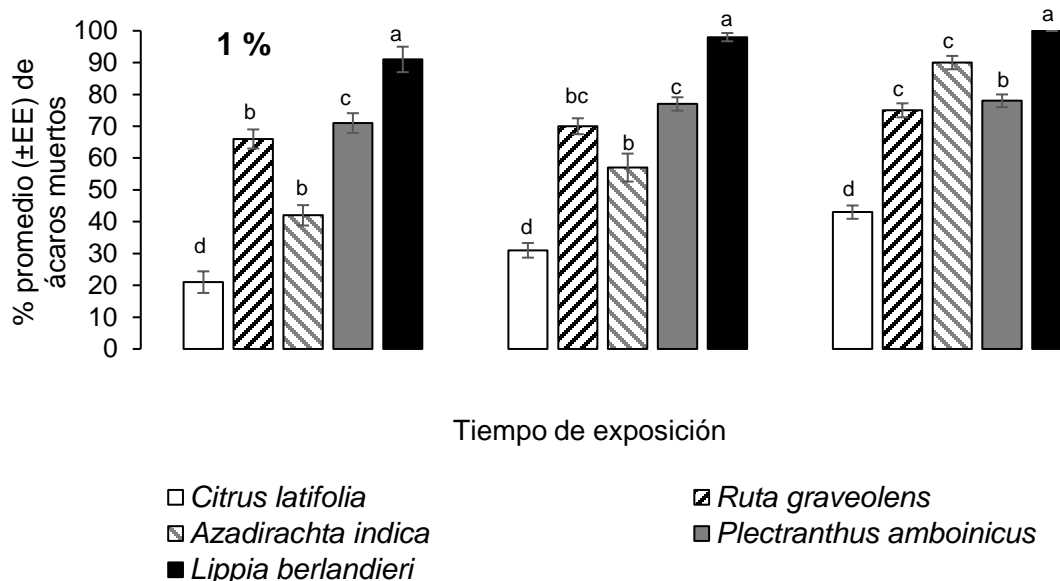


Figura 9. Mortalidad acumulada de hembras de *R. indica* por tiempo de exposición a los extractos de hojas de cinco especies de plantas, en concentración del 1%. Las barras con la misma letra por tiempo de exposición no son significativamente diferentes (Tukey, $P > 0.05$).

La actividad acaricida de extractos de plantas se ha reportado en otras especies del género *Lippia* (Cavalcanti *et al.*, 2010; Sivira *et al.*, 2011). Extractos de hojas de cuatro accesiones de *L. sidoides* Cham. causó la mortalidad del ácaro *Tetranychus urticae* Koch (Cavalcanti *et al.*, 2010), atribuyéndose toxicidad al alto contenido de los aceites esenciales timol (70.3%) y carvacrol (46.1%). Asimismo, Sivira *et al.* (2011) encontraron que el extracto etanólico de orégano silvestre *L. origanoides* H.B.K., en concentraciones de 5 a 20% causa una mortalidad de 43.7 a 96.6% en ácaros adultos *Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval). Por el contrario, Castillo-Sánchez *et al.* (2018) informaron que el extracto etanólico de hojas de *P. amboinicus*, diluido al 13%, produjo una mortalidad relativamente baja (13%) para los adultos de *R. indica*.

El efecto acaricida del extracto de neem sobre *R. indica* observado en el presente estudio es similar al reportado para otras especies de ácaros. En hembras adultas de la araña roja de dos manchas *T. urticae*, el extracto acuoso de hojas de neem al 1 y 5% causó entre 83.9 y 85.2% de mortalidad (Castiglioni *et al.*, 2002), mientras que el extracto etanólico de frutos, a concentraciones de 1 a 20%, produjeron entre 45 y 89,5% de mortalidad (Carrillo-Rodríguez *et al.*, 2011). En otro estudio, la tasa de crecimiento de la población del ácaro *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) disminuyó linealmente con una concentración creciente de extracto de neem, volviéndose negativa a una dosis de exposición de 0.13 g de ingrediente activo por litro (Venzon *et al.*, 2008). Para el extracto de neem *A. indica* hay estudios que lo relacionan con su efecto acaricida para el control de ácaros de la familia Tetranychidae especie *T. urticae* en el cultivo de rosa (*Rosa* sp) mostrando ser el mejor extracto de los tres (3) evaluados en este caso (García, 2011). En otras investigaciones se realizaron aplicaciones en líneas de tiempo de 96 horas arrojando un efecto acaricida. Siendo las más eficaces en el control de Tetranychus spp en condiciones de laboratorio (Romero, 2013). Otro ejemplo fue el uso de este, para el control de garrapatas presentado eficacias de un 50%, logrando un total el 65% de las hembras muertas entre los 10 y 21 d, Según Castiglioni *et al.* (2002) *A. indica* es una de las plantas con propiedades insecticidas y acaricidas más estudiadas del mundo. Los efectos de los compuestos aislados de neem se pueden clasificar de la siguiente manera (Ascher, 1993): a) mortalidad de huevos, juveniles o adultos, b) reducción total o parcial de la fertilidad, c) repelencia a la oviposición, d) efecto antialimentario y e) regulador del crecimiento, entre otros. Debido a esta

variabilidad en los modos de acción de los compuestos del extracto de neem, el posible desarrollo de resistencia a las plagas es mínimo.

El efecto acaricida más pobre se observó con extractos de hojas de *R. graveolens* y *C. latifolia*, donde la concentración máxima de 1% y 72 h de exposición ($F = 178.3$, $gl = 54$, $P < 0.0001$) resultó en 75 y 43% de mortalidad de ácaros., respectivamente (Fig. 9). Estudios previos de la actividad acaricida o insecticida de extractos de hojas de *R. graveolens* y *Citrus spp.* difieren entre sí. Potenza *et al.* (2006) informaron que el extracto acuoso al 1% de *R. graveolens* rociado sobre muestras de *T. urticae* ocasionó una mortalidad del 83.9% cabe resaltar que existen evidencias donde el extracto de ruda obtiene efectos de control sobre el insecto *Aedes aegypti* en etapas larvica y pupica bajo condiciones de laboratorio y campo simulado, con mortalidades superiores a 32% desde las 24 horas de exposición (Bobadilla, 2007). Por consiguiente, en otro estudio se encontró que al analizar la eficacia de Ruda al 10% y Guachipilín al 20% en control de varroasis (*Varroa destructor*- ácaro parasitario) en abejas (*Apis mellífera*) alcanzando una actividad positiva (Reduciendo) los porcentajes de infestación a niveles tolerables para una producción sostenible (Castillo, 2014)

En adultos de la mosca mediterránea de la fruta *Ceratitis capitata* (Wiedemann), los extractos etanólicos de *R. graveolens* al 3.6 y 6% provocaron una mortalidad del 100% (Ghabbari *et al.*, 2018). Asimismo, estos extractos etanólicos al 0.1% produjeron un 78% de mortalidad en larvas recién nacidas del gusano cogollero *Spodoptera frugiperda* Walker (Ayil-Gutiérrez *et al.*, 2015).

En cuanto a los resultados de mortalidad provocados por el extracto de limón persa *C. latifolia*, se conoce que la exposición al 8% de extractos etanólicos de hojas de *Citrus sinensis* Osbeck y *Citrus aurantium* L. contra ninfas de cochinilla de segundo estadio de *Drosicha mangiferae* Stebbins causó 17 y 27% mortalidad, respectivamente (Majeed *et al.*, 2018). De manera similar, las larvas del escarabajo rojo de la harina *Tribolium castaneum* (Herbst) expuestas a extractos etanólicos de hoja de *C. aurantium* al 5, 10 y 15% causaron una mortalidad del 7.8, 15.7 y 24.7% (Ali *et al.*, 2019). Estudios recientes han evidenciado que el extracto de *Citrus* muestra un eficiente control en ácaros de la familia Tetranychidae siempre y cuando haya contacto con el espécimen o plaga a controlar. conforme al estudio de la actividad acaricida de extractos de lauráceas sobre los ácaros que tuvieron un porcentaje del 45% en prueba de contacto y en la prueba de acción fumigante (Cuca, 2012). De acuerdo con Villegas (2016) es importante las aplicaciones de este extracto para la regulación de poblaciones de los ácaros fitófagos (*Oligonychus punicae*) de la familia Tetranychidae en cultivos de aguacate. El uso de extractos para el control de artrópodos, algunos de estos escasos investigaciones hablan por ejemplo de reportes como el siguiente que demuestran eficacias relevantes con efectos acaricidas bajo condiciones de laboratorio (Pupiro, 2018). Según los estudios descritos anteriormente y comparados con nuestro trabajo, el Citrus x limón es un extracto que posee ciertas propiedades fundamentales para el control de ácaros, observándose internamente en laboratorio con eficacias de un 45 % a las 48 horas después de aplicar el producto dirigido a la población de experimentación existiendo un efecto de mortalidad muy constante en la línea de tiempo. Debido a su formulación líquida aceitosa, y a su alto contenido de compuestos fenólicos como

monofenoles, los polifenoles, los ácidos fenólicos y flavonoides como diosmetina 6,8-di-C-glucósido, vicianin-2, y diosmina que son sustancias o moléculas volátiles. Estos datos coinciden con los obtenidos en esta investigación de la cual este extracto si presenta actividad acaricida.

Un problema para el control químico de los ácaros fitófagos es su alto potencial para desarrollar resistencia a los acaricidas (Whalon *et al.*, 2008). En este contexto, la incorporación de extractos vegetales con actividad acaricida en un esquema de manejo integrado de plagas tiene un gran potencial (Pino *et al.*, 2013). Se ha visto que algunos extractos de plantas con metabolitos de diferentes modos de acción son altamente efectivos contra especies de plagas resistentes a insecticidas y acaricidas organosintéticos (Rosado-Aguilar *et al.*, 2017), que podrían usarse como reemplazo o complemento de manejo de plagas, a un costo menor y al alcance de los agricultores pobres (Abdullahi *et al.*, 2019).

7. CONCLUSIONES

Con base en los resultados obtenidos los extractos evaluados tienen actividad acaricida. Los extractos de orégano mexicano *L. berlandieri*, neem *A. indica* y la menta mexicana *P. amboinicus* presentaron las mortalidades más altas arriba del 78% a las 72 h de exposición. Estos extractos son altamente prometedores para ser incluidos dentro de un programa de manejo integrado para el ácaro rojo de la palma *R. indica*. Es importante realizar estudios en condiciones de invernaderos para poder determinar el comportamiento de los extractos vegetales tales como la volatilidad o como los factores ambientales pueden influir en su actividad acaricida. ya que en laboratorio la determinación no considera las pérdidas debidas a arrastre, foto descomposición, termorregulación y escape de plagas.

8. BIBLIOGRAFÍA

- Abbott, W.S. (1925) A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, **18**, 265-267.
- Abdullahi, A.M., Sarki, A., Hafizu, M.S., Kuniya, I.Z., Kolawole, A.A., Nassai, I., & Haruna, M.Y. (2019) Phyto-chemicals of some plant leaf powder as anti-insect agents against maize weevils *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *FUDMA Journal of Sciences*, **3**, 291-295.
- Aguilar, P., Murillo, P., Gerardo, H. (2008). Nuevos hospederos y registros de ácaros fitófagos para Costa Rica. *Revista Agronomía Costarricense* 32(2):7-28.
- Ali, Q., Bashir, F., Sahi, G.M., Hasan, M., Rehman, H., Shakir, H.U., Ahmed, H.M., Anjum, N.A., Faisal, M. & Khan, J. 2019. Comparative effect of *Ricinus communis* (L.), *Moringa oleifera* (Lam.) and *Citrus sinensis* (L.) extracts against *Tribolium castaneum* (Herbst). *Pakistan Entomology*, **41**, 51-55.
- Almaguer Osorio, R. J. (2002) Utilización de la *Azadirachta indica*, A. Juss para el control de la *Bemisia tabaci* (Genn) en el cultivo del tomate.
- Altieri, M. & Nicholls C. (2000). Agroecología: teoría y práctica para una agricultura sustentable. Con un fin global para el cuidado del medio ambiente. Para américa latina y el caribe.
- Aristizabal Gonzales, D.J. (2011). Evaluación de la actividad antifúngica de los extractos de las cáscaras y semillas de tres especies de cítricos *Fusarium* (Tesis/Pregrado, Universidad nacional).

- Ascher, K.R.S. (1993) Nonconventional insecticidal effects of pesticides available from the neem tree, *Azadirachta indica*. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, **22**, 433-449.
- Ayil-Gutiérrez, B.A., Villegas-Mendoza, J.M., Santes-Hernández, Z., Paz-González, A.D., Mireles-Martínez, M., Rosas-García N.M., & Rivera, G. (2015) *Ruta graveolens* extracts and metabolites against *Spodoptera frugiperda*. *Natural Product Communications*, **10**, 1955-1958.
- Baker, E. W., & Pritchard, A. E. (1962). Arañas rojas de América Central (Acarina: Tetranychidae). Central American red mites (Acarina: Tetranychidae). *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural.*, 23, 309-340.
- Baque, F. J. N., Miranda, S. B., Vásquez, F. M. F. F., Chévez, M. M., Mosquera, J. A. N., & Llaguno, S. N. S. (2017). Potencial antifúngico de citrus sobre el crecimiento de *Rhizopus stolonifer* en postcosecha. *Revista ciencia y tecnología*, 10(1), 41- 46.
- Barrabí-Puerta, M., & Arece-García, J. (2013). Actividad antihelmíntica in vitro de extracto acuoso de hojas y semillas de Neem (*Azadirachta indica* A. Juss). I. Inhibición de la eclosión de huevos y del desarrollo larvario. *Revista de Salud Animal*, 35(2), 103-108.
- Ben Jannet, H., H-Skhiri, F., Mighri, Z., Simmonds, M.S.J., & Blaney, W.M. (2001) Antifeedant activity of plant extracts and of new natural diglyceride compounds isolated from *Ajuga pseudoiva* leaves against *Spodoptera littoralis* larvae. *Industrial Crops and Products*, **14**, 213-222.
- Benavides, V., Trujillo, G., D'arrigo, G., Paredes, U., & Pino, J. (2000). Evaluación toxicológica preliminar de *Ruta graveolens*, *Origanum vulgare*, y *Persea*

- americana sobre embriones pre implantacionales de ratón. Revista peruana de Biología, 7(1), 87-89.
- Bernilla Angulo, H. (2009) Evaluación del efecto biocida (Tesis/pregrado, Universidad Nacional San Martín).
- Bisset, J.A. (2002). Uso correcto de insecticidas: control de la resistencia. Revista cubana de medicina tropical, 54(3), 202-219.
- Bobadilla Álvarez. M. (2007). Evaluación de recursos vegetales biocidas en el control de estadios inmaduros de *Aedes aegypti*. (Tesis/doctorado, universidad Trujillo), Perú.
- Bourgau, F., Gravot, A., Milesi, S., & Gontier, E. (2001) Production of plant secondary metabolites: a historical perspective. *Plant Science*, **161**, 839-851.
- Bravo Vázquez, J. A. (2018) Evaluación de la efectividad biológica del acaricida amitraz para el control de *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari: Tetranychidae) en hojas de rosas.
- Broglio-Micheletti, S, et al., (2009). Control de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) con extractos vegetales. Revista Colombiana de Entomología, 35(2), 145-150.
- Cano Piedrahita, G. A. (2017). Evaluación de extracto de ruda para el control de plagas, especie de ruda *graveolens* produce metabolitos secundarios a través de estudios invitro(tesis/ magister, Universidad de Manizales).
- Carrillo D, Howard J., Rodríguez J.C., Peña J. 2012. A review of the natural enemies of the red palm mite *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). Experimental and Applied Acarology 53:122:136
- Carrillo D, Peña J.E. 2011. Prey-stage preferences and functional numerical responses of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) to *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). Experimental and Applied Acarology 53:134-142

- Carrillo D, Peña J.E., Hoy M.A., Frank J.H. 2010. Development and reproduction of *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae) feeding on pollen, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae), and other microarthropods inhabiting coconuts in Florida, USA. *Experimental and Applied Acarology* 52:119–129.
- Carrillo D., Amalin D., Hosein F., Roda A., Duncan R., Peña J.E. 2011. Host plant range of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in áreas of invasión of the new World. *Experimental and Applied Acarology* 53:110-125
- Carrillo, D., Amalin, D., Hosein, F., Roda, A., Duncan, R.E., & Peña, J.E. (2012) Host plant range of *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in areas of invasion of the New World. *Experimental and Applied Acarology*, **57**, 271-289.
- Carrillo-Rodríguez, J.C., Hernández-Cruz, B., Chávez-Servia., J.L., Vera-Guzmán A.M., & Perales-Segovia, C. (2011) Efecto de extractos vegetales sobre la mortalidad de *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), en laboratorio. *Journal of the Interamerican Society for Tropical Horticulture*, **53**, 154-157.
- Castagnino – Guido, L (2008) “Produtos Naturais no controle do acaro Varroa destrutor em abelhas Apis mellifera L. (Africanizadas).”
- Castiglioni, E., Vendramin, J.D., & Tamai, M.A. (2002) Evaluación del efecto tóxico de extractos acuosos y derivados de meliáceas sobre *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari, Tetranychidae). *Agrociencia* **VI (2)**, 75-82.
- Castillo Cifuentes, J. (2014). Evaluación de la eficacia de las tinturas de guachipilín (*Diphysa robinoides*) (*Ruta chalepensis*) como tratamientos alternativos de origen natural para el control de varroasis (*Varroa destructor*) en abejas (*Apis mellifera*) (Doctoral dissertation, Universidad de San Carlos de Guatemala).
- Castillo-Sánchez L.E., Ruz-Febles, N.M., Alvarado-Canché, A.R., Canul-Solís, J.R., López-Cobá, E., & Campos-Navarrete, M.J. (2018) Ethanolic extracts of

- Brosimum alicastrum* and *Plectranthus amboinicus* for the control of *Raoiella indica*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, **6**, 625-628.
- Cavalcanti, S.C.H., dos S. Niculau, E., Blank, A.F., Câmara, C.A.G., Araujo, I.N., & Alves, P.B. (2010) Composition and acaricidal activity of *Lippia sidoides* essential oil against two-spotted spider mite (*Tetranychus urticae* Koch). *Bioresource Technology*, **101**, 829-932.
- CESVETAB. 2016. Ácaro rojo de las Palmas (*Raoiella indica* Hirst). Programa de trabajo de la campaña contra el ácaro rojo de la palmas (*Raoiella indica* Hirst), a operar con recursos del subcomponente de sanidad Vegetal del Programa de Prevención y Manejo de Riesgos 2012, en el estado de Tabasco. Disponible en <http://www.cevestab.com/prog2011/PROG-TRABAJO>.
- Childers C., Rodrigues J.C., and Welbourn W.C. 2003. Host plants of *Brevipalpus californicus*, *B. obovatus* and *B. phoenicis* (Acari: Tenuipalpidae) and their potential involvement in the spread of viral diseases vectored by these mites. *Experimental and Applied Acarology* 30: 29-105
- Cocco A., and Hoy, M.A. 2009. Feeding, reproduction, and development of the red palm mite (Acari: Tenuipalpidae) on selected palms and banana cultivars in quarantine. *Florida Entomologist* 92: 276
- Coelho, C.R, dos Santos, M.C., Viteri-Jumbo L., Filho, J.G.S., Carvalho Castro, K.N., Marquez Canuto, K., Sousa de Brito, E., Queiroz Souza, A.S., & Teodoro A.V. (2019) Bioactividad de *Spilanthes acmella* (Asteraceae) a *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) y selectividad al depredador *Amblyseius largoensis* (Acari: Phytoseiidae). *Revista de Protección Vegetal*, **34**, 1-11.
- Cortázar K. P., Pandalai K. M. 2011. The coconut palm: A monography. Ernakulan, Indian Central Coconut Committee. 384-395.

- Da cruz W., Krug Cristiane., Vasconcelos G., Moraes G. 2015. Diversity of mites associated with *Raoiella indica* (Acari: Prostigmata) on coconut palms in the central región of the Brazilian amazonia, with emphasis on the predaceous Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata). *Experimental and Applied Acarology* 20(8): 876-886.
- Daniel M. 1981. Bionomics of the predaceous mite *Amblyseius channabasavanni* (Acari: Phytoseiidae) predaceous on the palm mite. In: Channabasavanna GP (ed) *Contributions to acarology in India*.
- De Feo, Vincenzo; De Simone, Francesco; Senatore, Felice (2002). «Potential allelochemicals from the essential oil of *Ruta graveolens*». *Phytochemistry* **61** (5): 573-578.
- De Moraes G.J., McMurtry J.A., Denmark H.A., Campos C.B. 2004. A revised catalog of the mite family Phytoseiidae. *Zootaxa* 434:494.
- De Moraes, Tatiane M. G. De Castro S. K., Guedes C., Gondim Jr. 2012. Search for natural enemies of *Raoiella indica* Hirst in La Reunion Island (Indian Ocean). *Experimental and Applied Acarology* 52 (2):129-134.
- Dominique M. 2001. The fauna of oil palm and coconut. Insect and mite pests and their natural enemies. Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement (CIRAD). 249 p.
- Dowling A.P.G., Ochoa R., Beard J.J., Welbourn W.C. and Ueckermann E.A. 2012. Phylogenetic investigation of the genus *Raoiella* (Prostigmata: Tenuipalpidae): diversity, distribution, and world invasions. *Experimental and Applied Acarology* 57: 257–269.
- Echegoyén R.P. 2008. Posibles riesgos de introducción de *Raoiella indica* Hirst a los países de la región del OIRSA donde aún no se ha reportado. Organismo

Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. San Salvador, El Salvador. 12-14.

Estrada-Venegas E. D., Acuña S.J.A., Chaires G.M.P., Equihua M.A. 2014. Ácaros de importancia cuarentenaria en Latinoamérica sus efectos y sus relevancia.

Etienne J., Flechtmann C.H.W. 2006. First record of *Raoiella indica* (Hirst, 1924) (Acari: Tenuipalpidae) in Guadeloupe and Saint Martin, West Indies. *Experimental and Applied Acarology* 32:331–332

Fernández, O., Sandoval, M.F., Sanabria, M.E., & Vásquez, C. (2016) Efectividad *in vitro* del extracto etanólico de *Cymbopogon citratus* (D.L) Stapf y hexythiazox sobre *Raoiella indica* Hirst. *IDESIA* (Chile), **34(2)**, 77-84.

Ferregut F., Pérez I., Iraola V., Escudero A. (2010). Ácaros depredadores en las plantas cultivadas Familia Phytoseiidae. 5ta edición Ediciones agrotecnicas. 202p.

Flechtmann C.H. Mendonca, R.S., Navia. 2006. *Raoiella indica* Hirst (Prostigmata: Tenuipalpidae), o ácaro vermelhoda das palmeiras-um ameaça para as Américas. Embrapa recursos genéticos e Biotecnologia. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos 146. <http://www.cenargen.embrapa.br/publica/trabalhos/doc146.pdf>.

Flechtmann, C.H.W., & Etienne, J. (2004) The red palm mite, *Raoiella indica* Hirst, a threat to palms in the Americas (Acari: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Systematic & Applied Acarology*, **9**, 109-110.

Flechtmann C.H., and Etienne, J. 2004. The red palm mite, *Raoiella indica* Hirst, a threat to palms in the Americas (Acari: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Experimental and Applied Acarology* 9: 109-110.

- Flores-Galano G., Montoya, A. and Rodríguez, H. 2010. Biología de *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) sobre *Areca catechu* L. *Revista Protección Vegetal* 25 (1): 114-120.
- Gallego C.E, Aterrado E.D, Batomalaque C.G. 2003. Biology of the false spider mite, *Rarosiella cocosae* Rimando, infesting coconut palms in Camiguin, northern Mindanao (Philippines). *Florida Entomology* 17(2):187-193.
- Ghabbari, M., Guarino, S., Caleca, V., Saiano, F., Sinacori, M., Baser, N., Ben Jemâa, J.M., & Lo Verde, G. (2018). Behavior-modifying and insecticidal effects of plant extracts on adults of *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera Tephritidae). *Journal of Pest Science*, **91**, 907-917.
- González M., Reyes A.I., Ramos M. 2013. Enemigos naturales asociados a *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) en Santiago de Cuba. *Revista Protección vegetal*. 28 (3): 25-218.
- González R.A.I., and Ramos M. 2010. Desarrollo y producción de *Raoiella indica* Hirst. (Acari: Tenuipalpidae) en laboratorio. *Revista Protección vegetal* 25(1): 7-10.
- Granados D, Ríos G.F. 2002. Manejo de la palma de coco (*cocos nucifera* L.) en México. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente* 8(1): 39-48.
- Hastie E., Benegas A., and Rodríguez H. 2010. Inventario de los ácaros depredadores asociados a especies fitófagas en plantas de las familias *Arecaceae* y *Musaceae* en el municipio de San José de las Lajas. *Revista Protección Vegetal* 25(1): 11-16.
- Hastie E., Benegas A., Rodríguez H. 2012. Enemigos naturales de los fitoácaros en plantas de las familias *Araceae* y *Musaceae* en Cuba. *Revista Protección Vegetal*. 27(2): 20-25.

- Helle, W., & Overmeer, J.P.W. (1985) Toxicological test methods. *Spider Mites: Their Biology, Natural Enemies and Control* (ed. Helle, W., & Sabelis, M.W.), pp. 391-395. Elsevier Science, U.S.A.
- Hoy M. A. 2012. Overview of a classical biological control project directed against the red palm mite in Florida. *Experimental and Applied Acarology* 57:381-393.
- Hoy M. A., Peña J. and Nguyen R. 2006. Red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Arachnida: Acari: Tenuipalpidae). Florida, USA: University of Florida, Unpaginated. University of Florida IFAS extensión document EENY-397 (IN711). <http://edis.ifas.ufl.edu/IN711>.
- Kane E., and Ochoa R. 2006. Detection and identification of the red palm mite *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae). *Sistematic Entomology Laboratory*, Beltsville MD. 6 pp.
- Kane E., Ochoa R., Mathurin G., Erbe E.F. and Beard J.J. 2012. *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae): an exploding mite pest in the neotropics. *Experimental and Applied Acarology* 57: 215–225.
- Kane, E.C., Ochoa, R., Mathurin, G., Erbe, E.F., & Beard, J.J. (2012) *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae): an exploding mite pest in the Neotropics. *Experimental and Applied Acarology*, **57**, 215-225.
- Kapur AP. 1961. A new species of *Stethorus* Weise (Coleoptera: Coccinellidae), feeding on Arecanut palm mites in Kerala, Southern India. *Entomophaga* 6(1):35–38
- Kong, Y.; Lau, C.; Wat, K.; Ng, K.; But, P.; Cheng, K.; Waterman, P. (2007). «Antifertility Principle of *Ruta graveolens*». *Planta Medica* **55** (2): 176. [doi:10.1055/s-2006-961917](https://doi.org/10.1055/s-2006-961917).

- Koul, O. (2016) *The Handbook of Naturally Occurring Insecticidal Toxins*. CABI, Oxfordshire, UK.
- Krantz G.W., and Walter D.E. 2009. Order Trombidiformes. A manual of Ácarology. 3ra edition. Texas Tech Univ. Press, Lubbock, Texas, USA, 233-420.
- Lagunes-Tejeda, A., Rodríguez-Maciél, J.C., & De Loera-Barocio, J.C. (2009) Susceptibilidad a insecticidas en poblaciones de artrópodos de México. *Agrociencia*, **43**, 173-196.
- Machkour-R´abet S., Henaut Y. 2015. Chilocorus Cacti (Coleoptera: Coccinellidae), enemigo natural potencial del ácaro rojo de las palmas en México. *Acta zoológica mexicana*. 31 (3): 512-517.
- Majeed, M.Z., Nawaz, M.I., Khan, R.R., Farooq, U. & Chun-Sen, M. (2018) Insecticidal effects of acetone, ethanol and aqueous extracts of *Azadirachta indica* (A. Juss), *Citrus aurantium* (L.), *Citrus sinensis* (L.) and *Eucalyptus camaldulensis* (Dehnh.) against mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae). *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, **21**, 421 – 430.
- Marjorie A., Peña J., Nguyen R., 2006. Red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Arachnida: Acari: Tenuipalpidae). Institute of food and agricultural Sciences (IFAS) University of Florida, Florida. 56: 6-11p.
- Mendoca A. 2005. Phytoseiidae mites (Acari: Phytoseiidae) associated with eriophyid mites (Acari: Eriophyidae) in Guilan Province of Iran. *International Journal of Acarology*.
- Montoya A. 2009. Conducta alimentaría *Amblyseius largoensis* (MUMA) sobre *Raoiella indica* Hirst. *Revista Protección Vegetal* 25(1):26-30.

Nagesha-Chandra B.K.N., and Channabasavanna G.P. 1984. Development and ecology of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) on coconut. . En D.A. Griffiths and C.E. Bowman (eds) *Acarology VI*. Chichester UK. 785-798.

NAPPO (North American Plant Protection Organization). (2009) Detección del ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica*) en Cancún e Isla Mujeres, Quintana Roo, México. <https://www.pestalerts.org/official-pest-report/detection-red-palm-mite-raoiella-indica-cancun-and-isla-mujeres-quintana-roo>. Accessed 13 abril 2021.

NAPPO. 2009. Organización Norte Americana de Protección de las Plantas. Detecciones del ácaro rojo de la palma (*Raoiella indica*) en Islas mujeres y Cancún, Quintana Roo, México. Sistema alerta fitosanitaria NAPPO. Consultado en línea el 2 de abril de 2016; <http://www.pestlert.org/spanol/oprDentail.cfm?oprID=406>.

Navia, D., Marsaro, A.L., Gondim, M.G.C., Mendonça, R.S., & Valle da Silva, P.R. (2013) Recent mite invasions in South America. *Potential Invasive Pests of Agricultural Crops* (ed. Peña J.E), pp. 251-287. CABI, Oxfordshire, UK.

Norris R.F., Caswell-Chen E.P., Kogan M. 2003. Concepts in Integrated Pest Management. Prentice Hall. New Jersey. 586 p.

Ochoa-Flores, A.A., Hernández-Becerra, J.A., López-Hernández, E., Campos-Ruiz, R., & De la Cruz-Sánchez, A. (2019) Contenido de azadiractina en el aceite extraído del germen de las semillas y de las hojas del árbol de neem (*Azadirachta indica* A. juss). *Biotecnología en Ciencias Agropecuarias* (ed. Perera-García, M.A., Gallegos-Morales, I, Chay-Canul, A.J., Mendoza-Palacios, J.D., Ojeda-Robertos, N.F., & Cantú-Garza, R.A.), pp. 53-68. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa, Tabasco, México.

- Otero G., González G.R., Martínez B. L., Otero P. L.G., López B.J.A., Escobedo G.R.M. 2016. Infestation of *Raoiella indica* Hirst (Trombidiformes: Tenuipalpidae) on Host Plant of High Socio-Economic Importance for Tropical America. *Neotropical Entomology*. 1-12
- Peña J., Mannion C.M., Howard F.W., and Hoy M.K. 2009. *Raoiella indica* (Prostigmata: Tenuipalpidae): the red palm mite: a potential invasive pest of palms and bananas and other tropical crops of Florida. University of Florida IFAS extension document. 376 -378.
- Peña J.E., Rodríguez J.C., Roda A., Carrillo D., and Osborne L. 2012. Predator-prey dynamics and strategies for control of the red palm mite (*Raoiella indica*) (Acari: Tenuipalpidae) in areas of invasion in the Neotropics. *Integrated Control of Plant-Feeding Mites*, IOBC/wprs Bulletin 50:69-79
- Pino, O., Sánchez, Y., & Rojas, M.M. (2013) Plant secondary metabolites as an alternative in pest management. I: Background, research approaches and trends. *Revista de Protección Vegetal*, **28**, 81-94.
- Pino, O., Sánchez.Y., Rojas, M.M., Rodríguez, H., Abreu, Y., Duarte, Y., Martinez, B., Peteira, B., Correa, T.M., & Martinez, D. (2011) Composición química y actividad plaguicida del aceite esencial de *Melaleuca quinquenervia* (Cav) S.T. Blake. *Revista de Protección Vegetal*, **26**, 177-186.
- Pompeu de Sousa, R.C., Fidelis de Moraes, E.G., Pereira, R.S., Chagas, E.A., & Schurt, D. A. (2018) Atividade acaricida de extrato a base de sementes dos frutos de *Cacari*. *Revista GEINTEC*, **8**, 4495-4507.
- Potenza, M.R., Gomes, R.C.O., Jocys, T., Takematsu, A.P., & Ramos, A.C.O. (2006) Avaliação de produtos naturais para o controle do ácaro rajado *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) em casa de vegetação. *Arquivos do Instituto Biológico*, **73**, 455-459.

- Prabheena P., Ramani N. 2014. Seasonal incidence and injurious status of *Raoiella indica* (Hirst) (Acari: Tenuipalpidae) on arecanut ok kozhikode district of Kerela. International Journal of Plant Animal and Environmental Sciences. 227-234
- Pritchard A.E., and Baker W. 1958. The false spider mite (Acarina: Tenuipalpidae). University of California. Publications in Entomology 14 (3):175-274.
- Puttaswamy L., Rangaswamy H.R. 1976. *Stethorus keralicus* Kapur (Coleoptera: Coccinellidae), a predator of the areca palm mite. Curr Res 5:27–28
- Raghunatha M., Manjunatha L., Latha T. 2015. Seasonal incidence of *Raoiella indica* Hirst on arecanut in Shimoga. Journal of Eco-friendly agricultura 10 (1): 92-93p.
- Roda A., Nachman G., Hosein F. J., Rodrigues C.V., and Peña J.E. 2012. Spatial distributions of the red palm mite, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) on coconut and their implications for development of efficient sampling plans. Experimental and Applied Acarology 57: 291–308p.
- Rodríguez H., Montoya A. and Ramos M. 2007. *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae): una amenaza para Cuba). Revista Protección vegetal 22(3):142-153.
- Rodríguez J.C.V. and Peña J.E. 2010. Chemical control of the red palm mite, *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae) in banana and coconut. Experimental and Applied Acarology 57: 317-329.
- Rodríguez P, Guerrero B. 2004. Biología y Ecología del Acaro rojo de las palmas. Revista Protección vegetal 25 (2):215-220.

- Romero, R., Morales, P., Pino, O., Cermeli, M., & González, E. (2015) Actividad insecticida de seis extractos etanólicos de plantas sobre mosca blanca. *Revista de Protección Vegetal*, **30**, 11-16.
- Rosado-Aguilar, J.A., Arjona-Cambranes, K., Torres-Acosta J.F.J., Rodríguez-Vivas, R.I., Bolio-González, M.E., Ortega-Pacheco, A., Alzina-López, A., Gutiérrez-Ruiz, E.J., Gutiérrez-Blanco, E., & Aguilar Caballero, A.J. (2017) Plant products and secondary metabolites with acaricide activity against ticks. *Veterinary Parasitology*, **238**, 66-76.
- SAGARPA. 2012. Dirección General de Sanidad Vegetal. Campaña contra ácaro rojo de las palmas. Informe mensual No. 1 enero 2013. Dirección General de Sanidad Vegetal del Servicio Nacional de Inocuidad y calidad alimentaria (SENASICA) de la SAGARPA. <http://www.senasica.gob.mx/?id=4584>
- SAGARPA. 2012. Dirección General de Sanidad Vegetal. Lineamientos por los que se establecen las acciones fitosanitarias que deberán aplicarse en el control de la movilización de los hospedantes del ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica* Hirst), en el territorio nacional. México, D.F. a 30 de junio de 2016.
- Sánchez-Vázquez, E. P., Osorio-Osorio, R., Hernández-Hernández, L.U., Hernández-García, V., Márquez-Quiroz, C., & De la Cruz-Lázaro, E. (2017) Toxicidad de acaricidas para el ácaro rojo de las palmas *Raoiella indica* (Acari: Tenuipalpidae). *Agrociencia*, **51**, 81-90.
- SAS Institute (2013) *SAS Software for Microsoft Windows*. Version 9.2. Cary, NC.
- SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria) (2018) Manual Operativo de la campaña contra Ácaro Rojo de las Palmas. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/332947/Manual_operativo_ARP.pdf. Accessed 15 July 2020.
- SENASICA. 2012. Ficha técnica ácaro rojo de la palma *Raoiella indica* Hirst. Dirección General de Sanidad

- SENASICA. 2013. Campaña contra ácaro rojo de las palmas. Informe mensual No. 1 enero 2013. Dirección General de Sanidad Vegetal del Servicio Nacional de Inocuidad y calidad alimentaria (SENASICA) de la SAGARPA. Consultado en línea el 10 de agosto del 2016; <http://www.senasica.gob.mx/?id=4584>.
- SENASICA. 2015. Ficha técnica ácaro rojo de la palma *Raoiella indica* Hirst. Dirección General de Sanidad Vegetal del Servicio Nacional de sanidad Inocuidad y Calidad Alimentaria (SENASICA) de la SAGARPA. Consultado en línea el 15 de agosto de 2016.<http://www.senasica.gob.mx/?id=4583>.
- Sivira, A., Sanabria, M.E., Valera, N., & Vásquez, C. (2011) Toxicity of ethanolic extracts from *Lippia origanoides* and *Gliricida sepium* to *Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval) (Acari: Tetranychidae). *Neotropical Entomology*, **40**, 375-379.
- Taylor B., Rahman P.M., Murphy S.T., Sudheendrakumar V.V. 2011. Within-season dynamics of red palm mite (*Raoiella indica*) and phytoseiid predators on two host palm species in south-west India. *Experimental and Applied Acarology* 33(3):189-196.
- Tiwari, R., & Rana, C.S. (2015) Plant secondary metabolites: a review. *International Journal of Engineering Research and General Science*, **3**, 661-670.
- Van-Driesche R. G., Hoddle M. S., and Center T. D. 2007. Control de Plagas y Malezas por Enemigos Naturales. 3ra edición, Limusa Wiley, México 751 p.
- Vásquez C., Quirós M., Aponte G. O., Sandoval D.M. 2008. First report of *Raoiella indica* Hirst (Acari: Tenuipalpidae) in South America. *Neotropical Entomology* 37(6):739-740.

- Vásquez, C., Velandia, P., Jiménez, M.A., Pazmiño, P., Velastegui, G., & Pérez-Salinas C. (2018) Efectividad *in vitro* del extracto etanólico de crisantemo y de hongos acaropatógenos en el control del ácaro rojo de las palmeras. *Bioagro*, 30, 135-144.
- Venzon, M., Rosado, M.C., Molina-Rugama, A.J., Duarte, V.S., Dias, R., & Pallini, A. (2008) Acaricidal efficacy of neem against *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae). *Crop Protection*, **27**, 869- 872.
- Welbourn C. 2006. Red palm mite Raoiella indica (Acari: Tenuipalpidae). Florida Department of Plant Industry Pest Alerts, FDACS, 6. FL.
- Whalon, M. E., Mota-Sanchez, D., & Hollingworth, R.M. (2008) Analysis of global pesticide resistance in arthropods. *Global Pesticide Resistance in Arthropods* (Whalon, M.E., Mota-Sánchez, D., & Hollingworth, R.M.), pp. 5-31. CABI, Oxfordshire, UK.
- YadavBabu R.K., Manjunatha M. 2007. Seasonal incidence of mite population in arecanut. *Karnataka Journal of Agricultural Sciences*. 20 (2):401–402.
- Zar J.H. 2010. Biostatistical Analysis. Fifth Edition. Prentice Hall, Inc. New Jersey. 944p.

9. ANEXOS

Acaricidal activity of plant extracts against the red palm mite *Raoiella indica* (Acar: Tenuipalpidae)

RUIZ-JIMENEZ, Karen Z.¹, OSORIO-OSORIO, Rodolfo^{2,*},
HERNANDEZ-HERNANDEZ, Luis U.², OCHOA-FLORES, Angélica A.²,
SILVA-VAZQUEZ, Ramón³ & MENDEZ-ZAMORA, Gerardo¹

¹ Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Agronomía, Nuevo León, México.

² Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Agropecuarias, Tabasco, México. * E-mail: rodolfo.osorio@ujat.mx

³ Instituto Tecnológico de Perral, Hidalgo del Perral, Chihuahua, México.

Received 05 - VII - 2020 | Accepted 05 - I - 2021 | Published 29 - II - 2021

<https://doi.org/10.25085/rsea.800104>

Actividad acaricida de extractos vegetales sobre el ácaro rojo de las palmas *Raoiella indica* (Acar: Tenuipalpidae)

RESUMEN. El ácaro rojo de las palmas *Raoiella indica* Hirst es una plaga de reciente invasión en la región Neotropical, que demanda la implementación de estrategias de manejo. En este estudio se evaluó la toxicidad de los extractos de hojas de orégano mexicano *Lippia berlandieri* Schauer, neem *Azadirachta indica* A. Juss, menta mexicana *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng., ruda *Ruta graveolens* L. y limón persa *Citrus x latifolia* Tanaka contra *R. indica* en condiciones de laboratorio. Las hembras de *R. indica* se expusieron a cada extracto vegetal en concentraciones de 0.25, 0.50, 0.75 y 1% (v/v) para evaluar la mortalidad acumulada a las 24, 48 y 72 h después de la exposición. Los porcentajes de mortalidad de *R. indica* se incrementaron debido al aumento de la concentración del extracto y tiempo de exposición. La actividad acaricida más importante se observó con *L. berlandieri*, *A. indica* y *P. amboinicus*, cuya concentración de 1% y 72 h de exposición causó una mortalidad promedio de 100, 90 y 78% de ácaros, respectivamente. Estos extractos vegetales son promisorios para el manejo químico de esta plaga.

PALABRAS CLAVE. Acaite esencial. Bioensayo. Bioplaguicida. Control de plagas.

ABSTRACT. The red palm mite *Raoiella indica* Hirst has recently invaded the Neotropical region, which demands the implementation of pest management strategies. In this study, toxicity of leaf extracts of Mexican oregano *Lippia berlandieri* Schauer, neem *Azadirachta indica* A. Juss, Mexican mint *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng., rue *Ruta graveolens* L. and Persian lime *Citrus x latifolia* Tanaka against *R. indica* was evaluated under laboratory conditions. *Raoiella indica* females were exposed to each plant extract at concentrations of 0.25, 0.50, 0.75 and 1% (v/v) to assess the cumulative mortality at 24, 48 and 72 h after exposure. Mortality rates of *R. indica* rose due to increased extract concentration and exposure time. The strongest acaricidal activity was observed with *L. berlandieri*, *A. indica* and *P. amboinicus*, whose 1% concentration and 72 h exposure caused a mean *R. indica* mortality of 100, 90 and 78%, respectively. These plant extracts hold promise for the chemical management of this pest.

KEYWORDS. Bioassay. Biopesticide. Essential oil. Pest control.

INTRODUCTION

The red palm mite, *Raoiella indica* Hirst (Acar: Tenuipalpidae), is a pest that attacks economically important crops such as coconut palm *Cocos nucifera* L., bananas and plantains *Musa* spp., some species of ornamental palms and heliconias (Carrillo et al., 2012). In the Neotropical region, the red palm mite was first detected in 2004 on the leaves of the coconut palm and Christmas palms, *Veitchia merrillii* (Bacc.) H.E. Moore, on the Caribbean island of Martinique (Flechtmann & Etienne, 2004). In subsequent years, major infestations of *R. indica* have been found in the Caribbean Islands, Mexico, Florida (USA), Venezuela, Colombia and Brazil (Kane et al., 2012). This species was first detected in Mexico in November 2009 (NAPPO, 2009). To prevent its rapid dispersal in the country, the Mexican government implemented an operational program involving exploration, sampling, diagnosis and chemical control of population outbreaks in commercial nurseries and orchards. For the chemical control of this pest, spraying of the acaricides abamectin, acequinocyl, amitraz, spirotetrafen and elemental sulfur is recommended (SENASICA, 2018). It is also indicated not to spray the same active ingredient more than twice consecutively and to rotate products with different modes of action to avoid resistance of this pest. Recurrent use of pesticides not only leads to pest resistance, but also causes harm to human health and the environment in general; in agricultural production systems, it can collaterally affect natural enemies and cause an ecological imbalance (Whalon et al., 2008). Therefore, the use of plant extracts, with proven acaricidal efficacy, may be a lower risk and environmental impact option for chemical control of this pest (SENASICA, 2018).

In the search for alternatives to the use of organosynthetic pesticides, interest in plants containing bioactive secondary metabolites has increased (Pino et al., 2013). The presence of these metabolites in plants is the consequence of an evolutionary process that has led to the selection of specimens with better defense mechanisms against microbial attack or predation by insects and other arthropods (Koul, 2016). Bioactive metabolites include phenolic compounds, terpenes and steroids, alkaloids and flavonoids (Bourgaud et al., 2001; Tiwari & Rana, 2015). The effects of these compounds on arthropods are manifested in inhibition of feeding or chitin synthesis, behavior modification, reduction or inhibition of growth, development or reproduction and mortality, among others (Ascher, 1993; Ben Jannet et al., 2001). In integrated pest management, there is great potential for plants that produce secondary metabolites, since they can be used as a biological barrier in cultivation, incorporated as plant residues or have their extracts used with bioactive compounds (Pino et al., 2013). Some plant extracts are highly effective against insects and mites that are resistant to organosynthetic insecticides and acaricides,

due to the content of several metabolites with different modes of action (Rosado-Aguilar et al., 2017), which could be used as a replacement or complement to the use of organosynthetic pesticides, the price, availability and application technology of which are beyond the reach of poor farmers (Abdulahi et al., 2019).

The invasion of *R. indica* in the Neotropical region (Kane et al., 2012) has led to the study of the acaricidal activity of plant extracts from native plant species, as part of the search of alternatives to the use of organosynthetic acaricides (Pino et al., 2011; Fernández et al., 2016; Castillo-Sánchez et al., 2018; Pompeu de Sousa et al., 2018; Vázquez et al., 2018; Coelho et al., 2019). In Cuba, the application of essential oil from *Melaleuca quinquanana* (Cav.) S.T. Blake (Myrtaceae) leaves, diluted to 2.5%, caused 100% mortality in *R. indica* females (Pino et al., 2011). Likewise, in Venezuela, ethanolic extract of lemon grass *Cymbopogon citratus* (D.L.) Stapf at 7.5% caused 92.5% mortality and oviposition of surviving females was reduced to zero (Fernández et al., 2016), while ethanolic extract of *Tanacetum cinerariifolium* (Trevir.) Sch. Bip. leaves, diluted from 0.25 to 2%, caused 85 to 100% mortality in *R. indica* females (Vázquez et al., 2018). In Brazil, ethanolic extract of *Myrciaria dubia* (Kunth) McVaugh (Myrtaceae) seeds, in solutions from 1 to 8%, showed acaricidal effect, causing 40 to 100% mortality in *R. indica* females at 72 hours after exposure (Pompeu de Sousa et al., 2018). In another bioassay, ethanolic extract of leaves from *Spilanthes acmella* (L.) R.K. Jansen, a species of the family Asteraceae native to the tropics of Brazil and Peru, drastically reduced the growth rate of *R. indica* at concentrations from 0.13 to 0.88% (Coelho et al., 2019). In Yucatán, Mexico, Castillo-Sánchez et al. (2018) reported that ethanolic extract of Mexican mint *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng. leaves, in dilutions from 0.3 to 13%, caused low mortality in *R. indica* females (12%); however, with the highest dilution, a repellency effect was observed in 61% of the treated mites, 96 h after exposure. Given the importance of the phytosanitary problem and the limited number of studies on the subject, the objective of this work was to evaluate the toxicity of leaf extracts of Mexican oregano *Upella berlandieri* Schauer (Verbenaceae), neem *Azadirachta indica* A. Juss. (Meliaceae), Mexican mint *Plectranthus amboinicus* (Lour.) Spreng. (Lamiaceae), rue *Ruta graveolens* L. (Rutaceae) and Persian lime *Citrus x latifolia* Tanaka (Rutaceae) against the red palm mite *R. indica* under laboratory conditions.

MATERIAL AND METHODS

Biological materials

Coconut palm *C. nucifera* leaflets naturally infested by *R. indica* were collected in the Experimental Field of the Academic Division of Agricultural Sciences of the Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (Juárez Autonomous University of Tabasco), at Km 25 of the

Villahermosa-Teapa highway, Ranchería la Huasteca 2^a section, municipality of Centro, Tabasco, Mexico. The samples were placed in polyethylene bags and transported inside a cooler to the Plant Health Laboratory, located in the university's aforementioned academic division. In the laboratory, the leaflets were thoroughly examined using a stereoscopic microscope to obtain relatively young adult females, characterized by an oval-shaped body, larger than the other biological forms of their species, with dark spots on the back, rounded opisthosoma and intense carmine red color (Kane et al., 2012; Navia et al., 2013). In all cases, the extracted females were used in the bioassays on the same day as the collection.

Extracts preparation

Extracts of *P. amboinicus*, *A. indica*, *R. graveolens*, and *C. x latifolia* were prepared from leaves of relatively young, pest- and disease-free plants collected at the Ranchería Gómez y González, 2^a section of Huimanguillo, Tabasco (17°55'13" N; 93°24'59.5" W) in September 2018. The leaves were washed and then dried at room temperature in the Plant Health Laboratory for a period of 15 days, protecting them from light. The dried leaves of each plant species were ground in a Hammer Mill. Industrial blender (Model B2300). The ground material was passed through an 8-inch mesh No. 60 (250 micron) sieve and the plant leaf powder was stored in 300-g portions in one-liter amber flasks at room temperature until use. According to Ochoa-Flores et al. (2019), the extraction methodology was as follows: 15 g of vegetable powder and 150 mL of solvent were deposited in a 250-mL Erlenmeyer flask with a screw cap; the mixture was homogenized for 30 s at 4000 rpm with the aid of a digital Ultra-Turrax T25 homogenizer (IKA Works, Inc., Wilmington, NC), then ultrasonically-assisted extraction was performed for 20 min at 40°C using a Cole-Parmer CPX-956-217R heated ultrasonic cleaner (Cole-Parmer, Vernon Hills, IL). The extraction mixture was filtered on Whatman no.1 paper and placed in a 250-mL ball flask with a ground-glass stopper to remove the extraction solvent, at a temperature of 45°C, using a Rotavaporator R-300 rotary evaporator (BÜCHI Latinoamérica S. de R.L. de C.V., CDMX). This procedure was repeated until the amount of vegetable powder available from each plant species was exhausted. For the leaf powder of *C. x latifolia*, *P. amboinicus* and *R. graveolens*, absolute ethanol was used as a solvent (Romero et al., 2015; Majed et al., 2018), while for *A. indica* acetone was used (Ochoa-Flores et al., 2019), both analytical grade (Reactivos Química Moyer, CDMX). The Mexican oregano *L. berlandieri* extract, obtained by steam distillation, was purchased from the Natural Solutions S.M.I. company, located in Ciudad Jiménez, Chihuahua. The extracts were stored under refrigeration at 4°C, in sterile amber flasks, until use in the bioassays.

Extracts evaluation

Dilutions at 0.25, 0.50, 0.75 and 1% (v/v) were prepared for each of the five extracts, using distilled water as a diluent. The experimental unit was a 2.5 × 4 cm leaf blade portion of palm leaflet, immersed for 5 s in the plant extract solution or distilled water as a control. The portions were dried for 20 min at room temperature, placed with the abaxial face on a 5 × 5 cm acrylic plate, with a 2.5 cm diameter hole in the center, and their edges were fixed with adhesive tape to the plate. Then 10 *R. indica* females were placed on the abaxial area of the leaf blade bounded by the hole in the acrylic. To confine the mites to this space, another acrylic plate (without a hole) of the same size was superimposed and the edges of both plates were sealed with adhesive tape (Sánchez-Vázquez et al., 2017). This experimental unit represented a replicate and was placed on a layer of damp cotton inside a Petri dish. Each treatment had 10 replicates for a total of 100 mites per concentration of plant extract. The total number of living and dead mites was quantified at 24, 48 and 72 h after exposure. Mites that did not move when disturbed for 5 s with a No. 000 brush (Halle & Overmeer, 1985) were considered dead. All bioassays were carried out in a rearing chamber at a temperature of 28 ± 2 °C, 50 ± 10% relative humidity and 12 h photoperiod.

Statistical analysis

Mortality data were corrected with respect to observed mortality in the control (Abbott, 1925). When the mortality in the control was greater than 10%, the bioassay was discarded. Comparison of mortality rates was made by analysis of variance between extracts of the same concentration and exposure time. Previously, data were transformed to arcsine values to satisfy the normal distribution of errors (Zar, 2010). The multiple comparison of means was performed using Tukey's method. The analyses were performed with the GLM procedure of the SAS statistical package (SAS Institute, 2013). In all cases, $P < 0.05$ was considered significant.

RESULTS AND DISCUSSION

The mortality rate of adult red mite females rose due to the increase in the extract concentration and exposure time. The strongest acaricidal activity against *R. indica* was observed in the extracts of *L. berlandieri*, *A. indica* and *P. amboinicus* at dilutions of 0.75 and 1%, whose mortalities were > 78% at 72 h of exposure (Fig. 1c, d). Exposure of *R. indica* to *L. berlandieri* extract for a period of 72 h, at dilutions of 0.25 ($F = 57.5$, $df = 54$, $P < 0.0001$), 0.5 ($F = 60.3$, $df = 54$, $P < 0.0001$), 0.75 ($F = 136.4$, $df = 54$, $P < 0.0001$) and 1% ($F = 178.3$, $df = 54$, $P < 0.0001$), resulted in an average of 54, 81, 97 and 100% mortality, respectively (Fig. 1). For the same exposure time and dilutions, the extract of *A. indica* caused on average 39, 65, 81 and 90% mite mortality, while, for the extract of *P. amboinicus*, mortality was 51, 63, 82 and 78%, respectively (Fig. 1).

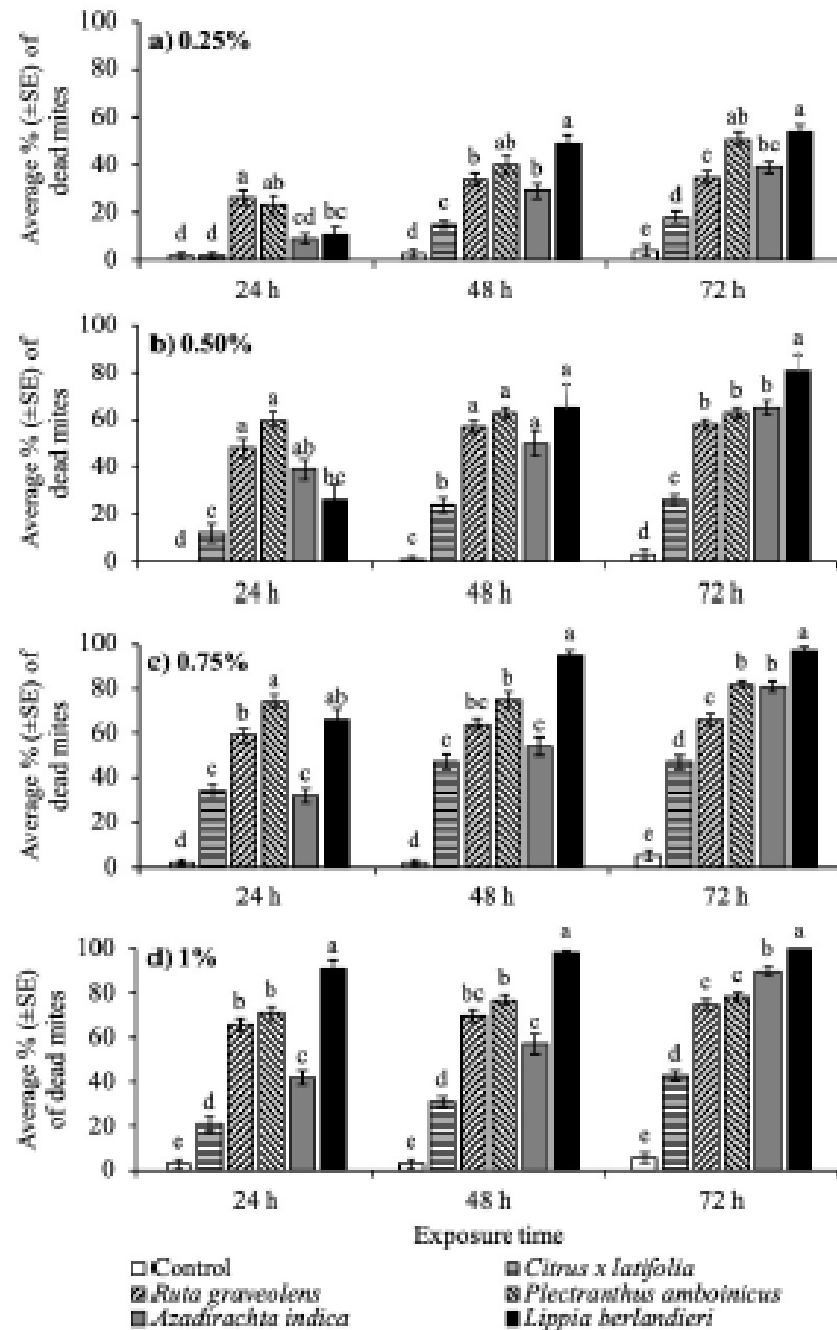


Fig. 1. Accumulated mortality of *R. Indica* females per exposure time to the leaf extracts of five plant species, in concentrations from 0.25 to 1%, under laboratory conditions. Bars with the same letter per exposure time are not significantly different (Tukey, $P > 0.05$).

Acaricidal activity of plant extracts has been reported in other species of the genus *Lippia* (Cavalcanti et al., 2010; Shiva et al., 2011). Leaf extracts from four accessions of *L. sidobles* Cham. caused mortality to the two-spotted spider mite *Tetranychus urticae* Koch (Cavalcanti et al., 2010), with toxicity attributed to the high content of the essential oils thymol (70.3%) as well as carvacrol (46.1%). Likewise, Shiva et al. (2011) found that ethanolic extract of wild oregano *L. organoides* H.B.K., at concentrations of 5 to 20%, produced 43.7 to 96.8% mortality in adult *Tetranychus cinabarinus* (Bolsduval) mites. In contrast, Castillo-Sánchez et al. (2018) reported that ethanolic extract of *P. ambolibus* leaves, diluted to 13%, produced relatively low mortality (13%) for *R. indica* adults.

The acaricidal effect of neem extract on *R. indica* observed in the present study is similar to that reported for other mite species. In adult females of the two-spotted spider mite *T. urticae*, the aqueous extract of neem leaves at 1 and 5% caused between 83.9 and 85.2% mortality (Castiglioni et al., 2002), while the ethanolic extract of fruits, at concentrations of 1 to 20%, produced between 45 and 89.5% mortality (Carrillo-Rodríguez et al., 2011). In another study, the population growth rate of the mite *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) decreased linearly with an increasing concentration of neem extract, becoming negative at an exposure dose of 0.13 g of active ingredient per liter (Varzon et al., 2008). According to Castiglioni et al. (2002), *A. indica* is one of the most studied plants with insecticidal and acaricidal properties in the world. The effects of isolated neem compounds can be classified as follows (Ascher, 1983): a) mortality of eggs, juveniles or adults, b) total or partial reduction in fertility, c) oviposition repellence, d) antifeedant effect and e) growth regulator, among others. Due to this variability in the modes of action of the neem extract compounds, the possible development of pest resistance is minimal.

The poorest acaricidal effect was observed with leaf extracts of *R. graveolens* and *C. x latifolia*, where the maximum concentration of 1% and 72 h exposure ($F = 178.3$, $df = 54$, $P < 0.0001$) resulted in 75 and 43% mite mortality, respectively (Fig. 1d). Previous studies of the acaricidal or insecticidal activity of extracts leaves of *R. graveolens* and *Citrus* spp. differ from each other. Polenza et al. (2006) reported that 1% aqueous extract of *R. graveolens* sprayed on *T. urticae* specimens caused 83.9% mortality. In adults of the Mediterranean fruit fly *Caratitis capitata* (Wiedemann) (Tephritidae), the ethanolic extracts of *R. graveolens* at 3.6 and 6% caused a 100% mortality (Ghabbari et al., 2018). Likewise, this ethanolic extracts at 0.1% produced 78% mortality on neonate larvae of the fall armyworm

Spodoptera frugiperda Walker (Noctuidae) (Ayll-Gutiérrez et al., 2015). Regarding the mortality results caused by the extract of Persian lime *C. x latifolia*, it is known that exposing at 8% of ethanolic extracts leaves of *Citrus sinensis* Osbeck and *Citrus aurantium* L. against second instar mealybug nymphs of *Drosicha mangiferae* Stubbins (Margaritoridae) caused 17 and 27% mortality, respectively (Majood et al., 2018). Similarly, larvae of the red flour beetle *Tribolium castaneum* (Herbst) (Tenebrionidae) exposed at 5, 10 and 15% methanolic extracts of *C. aurantium* leaf caused 7.8, 15.7 and 24.7% mortality (Ali et al., 2019).

One problem for chemical control of phytophagous mites is their high potential to develop resistance to acaricides (Whalon et al., 2008). In this context, the incorporation of plant extracts with acaricidal activity in an integrated pest management scheme has great potential (Pino et al., 2013). It has been seen that some plant extracts with metabolites of different modes of action are highly effective against pest species that are resistant to insecticides and organosynthetic acaricides (Rosado-Aguilar et al., 2017), which could be used as a replacement or complement to pest management, at a lower cost and within the reach of poor farmers (Abdullahi et al., 2019). Based on our results, leaf extracts of Mexican oregano *L. berlandieri*, neem *A. indica* and Mexican mint *P. ambolibus* are highly promising to be included in a management program for the red palm mite *R. indica*. However, it should be noted that it would be important to determine the appropriate doses to apply in the field, since a laboratory determination does not consider losses due to entrainment, photodecomposition, thermoregulation and pest escape (Lagunes-Tojeda et al., 2009).

ACKNOWLEDGEMENTS

Karen Z. Ruiz Jiménez thanks the scholarship granted by the National Council of Science and Technology (CONACYT) of Mexico. The authors are grateful for the support provided by the Scientific and Technological Research Support Program (PAICYT; CT 570-18) of the Autonomous University of Nuevo León.

LITERATURE CITED

- Abbott, W.S. (1925) A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, **18**, 265-267.
- Abdullahi, A.M., Sarki, A., Hafizu, M.S., Kuriha, I.Z., Kolawole, A.A., Nassal, I., & Haruna, M.Y. (2019) Phyto-chemicals of some plant leaf powder as anti-insect agents against maize weevils *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Curculionidae). *RUDMA Journal of Sciences*, **3**, 291-295.

- Ali, Q., Bashir, F., Sahi, G.M., Hasan, M., Rahman, H., Shakir, H.U., Ahmed, H.M., Anjum, N.A., Faisal, M. & Khan, J. (2019) Comparative effect of *Rhizus communis* (L.), *Moringa oleifera* (Lam.) and *Citrus shweta* (L.) extracts against *Tribolium castaneum* (Herbst). *Pakistan Entomology*, **41**, 51-55.
- Ascher, K.R.S. (1993) Nonconventional insecticidal effects of pesticides available from the neem tree, *Azadirachta indica*. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, **22**, 433-449.
- Ayll-Gutiérrez, B.A., Villages-Mendoza, J.M., Santos-Hernández, Z., Paz-González, A.D., Morales-Martínez, M., Rosas-García, N.M., & Rivera, G. (2015) *Rube graveolens* extracts and metabolites against *Spodoptera frugiperda*. *Natural Product Communications*, **10**, 1955-1958.
- Ben Jannet, H., H-Skhir, F., Mighri, Z., Simmonds, M.S.J., & Blaney W.M. (2001) Antifeedant activity of plant extracts and of new natural diglyceride compounds isolated from *Ajuga reptans* leaves against *Spodoptera littoralis* larvae. *Industrial Crops and Products*, **14**, 213-222.
- Bourgaud, F., Gravel, A., Milasi, S., & Gonthier, E. (2001) Production of plant secondary metabolites: a historical perspective. *Plant Science*, **161**, 839-851.
- Camilo, D., Amalin, D., Hosain, F., Roda, A., Duncan, R.E., & Peña, J.E. (2012) Host plant range of *Raoiella indica* (Acar: Tenuipalpidae) in areas of invasion of the New World. *Experimental and Applied Acarology*, **57**, 271-289.
- Camilo-Rodríguez, J.C., Hernández-Cruz, B., Chávez-Savita, J.L., Vera-Guzmán, A.M., & Peralta-Segovia, C. (2011) Efecto de extractos vegetales sobre la mortalidad de *Tetranychus urticae* Koch (Acar: Tetranychidae), en laboratorio. *Journal of the Interamerican Society for Tropical Horticulture*, **53**, 154-157.
- Castiglioni, E., Vendramin, J.D., & Tamai, M.A. (2002) Evaluación del efecto tóxico de extractos acuosos y derivados de mollicoseas sobre *Tetranychus urticae* (Koch) (Acar: Tetranychidae). *Agroquímica*, **W2**, 75-82.
- Castillo-Sánchez, L.E., Ruiz-Fabres, N.M., Alvarado-Canchá, A.R., Canul-Solis, J.R., López-Cobá, E., & Campos-Navarrete, M.J. (2018) Ethanolic extracts of *Brassica alcastrum* and *Pluchanthus amboinicus* for the control of *Raoiella indica*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, **6**, 625-628.
- Cavalcanli, S.C.H., dos S. Niculau, E., Blank, A.F., Câmara, C.A.G., Araújo, I.N., & Alves, P.B. (2010) Composition and acaricidal activity of *Uppia sidobias* essential oil against two-spotted spider mite (*Tetranychus urticae* Koch). *Bioresource Technology*, **101**, 829-832.
- Coelho, G.R.C., dos Santos, M.C., Vitor-Jumbo, L., de Sena Filho, J.G., de Carvalho-Castro, K.N., Marques Canuto, K., Sousa de Brito, E., de Queiroz Souza, A.S., & Teodoro, A.V. (2019) Bioactividad de *Spilanthes acmella* (Asteraceae) a *Raoiella indica* (Acar: Tenuipalpidae) y selectividad al depredador *Amblyseius largoensis* (Acar: Phytoseiidae). *Revista de Protección Vegetal*, **34**, 1-11.
- Fernández, O., Sandova, M.F., Sanabria, M.E., & Vázquez, C. (2016) Efectividad *in vitro* del extracto etanólico de *Cymbopogon citratus* (D.L.) Stapf y hexythiazox sobre *Raoiella indica* Hirst. *IDEISA (Chile)*, **34**(2), 77-84.
- Flechtmann, C.H.W., & Etienne, J. (2004) The red palm mite, *Raoiella indica* Hirst, a threat to palms in the Americas (Acar: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Systematic & Applied Acarology*, **9**, 109-110.
- Ghabbari, M., Guarino, S., Caloca, V., Salano, F., Sinacori, M., Baser, N., Ben Jemba, J.M., & Lo Verde, G. (2018) Behavior-modifying and insecticidal effects of plant extracts on adults of *Conatlis capitata* (Wiedemann) (Diptera Tephritidae). *Journal of Pest Science*, **91**, 907-917.
- Halle, W., & Overmeer, J.P.W. (1985) Toxicological test methods. *Spider Mites: Their Biology Natural Enemies and Control* (ed. Halle, W., & Sabelis, M.W.), pp. 391-395. Elsevier Science, U.S.A.
- Kana, E.C., Ochoa, R., Methurin, G., Erbe, E.F., & Beard, J.J. (2012) *Raoiella indica* (Acar: Tenuipalpidae): an exploding mite pest in the Neotropics. *Experimental and Applied Acarology*, **57**, 215-225.
- Koul, D. (2016) *The Handbook of Naturally Occurring Insecticidal Toxins*. CABI, Oxfordshire, UK.
- Lagunas-Tajeda, A., Rodríguez-Maciel, J.C., & De León-Barocio, J.C. (2009) Susceptibilidad a insecticidas en poblaciones de arácnidos de México. *Agroquímica*, **43**, 173-196.
- Majeed, M.Z., Nawaz, M.I., Khan, R.R., Farooq, U. & Chund, M. (2018) Insecticidal effects of acetone, ethanol and aqueous extracts of *Azadirachta indica* (A. Juss), *Citrus aurantium* (L.), *Citrus sinensis* (L.) and *Eucalyptus camaldulensis* (Dohrn) against mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, **21**, 421-430.
- NARPO (North American Plant Protection Organization) (2009) Detección del ácaro rojo de las palmas (*Raoiella indica*) en Cancún e Isla Mujeres, Quintana Roo, México. <https://www.pestsalerts.org/official-post-neonny/deteccion-del-acaro-rojo-de-las-palmas-raoiella-indica-cancun-e-ista-mujeres-quintana-roo>. Accessed 15 July 2020.
- Navia, D., Marsaro, A.L., Gondim, M.G.C., Mendonça, R.S., & Valle da Silva, P.R. (2013) Recent mite invasions in South America. *Potential Invasive Pests of Agricultural Crops* (ed. Peña, J.E.), pp. 251-287. CABI, Oxfordshire, UK.
- Ochoa-Flora, A.A., Hernández-Bacana, J.A., López-Hernández, E., Campos-Ruiz, R., & De la Cruz-Sánchez, A. (2019) Contenido de azadirachtina en el aceite extraído del germen de las semillas y de las hojas del árbol de neem (*Azadirachta indica* A. Juss). *Bioteconología en Ciencias Agropecuarias* (ed. Perera-García, M.A., Gallegos-Morales, I., Chay-Canul, A.J., Mendoza-Palacios, J.D., Ojeda-Robertos, N.F., & Cantú-García, R.A.), pp. 53-68. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa, Tabasco, México.
- Pino, O., Sánchez, Y., Rojas, M.M., Rodríguez, H., Abreu, Y., Durán, Y., Martínez, B., Poirón, B., Correa, T.M., & Martínez, D. (2011) Composición química y actividad plaguicida del aceite esencial de *Melaleuca quinquenaria* (Cav) S.T. Blake. *Revista de Protección Vegetal*, **26**, 177-186.
- Pino, O., Sánchez, Y., & Rojas, M.M. (2013) Plant secondary metabolites as an alternative in pest management. I. Background, research approaches and trends. *Revista de Protección Vegetal*, **28**, 81-94.
- Pompeu de Sousa, R.C., Fidelis de Moraes, E.G., Pereira, R.S., Chagas, E.A., & Schurt, D.A. (2018) Atividade acaricida do extrato a base de sementes dos frutos do Cacari. *Revista GEINTEC*, **8**, 4406-4507.
- Polanra, M.R., Gomes, R.C.O., Jocys, T., Takamatsu, A.P., & Ramos, A.C.O. (2006) Avaliação de produtos naturais para o controle do ácaro rajado *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Acar: Tetranychidae) em casa de vegetação. *Arquivos do Instituto Biológico*, **73**, 455-459.

- Romero, R., Morales, P., Pino, O., Cornell, M., & González, E. (2015) Actividad insecticida de seis extractos etanólicos de plantas sobre mosca blanca. *Revista de Protección Vegetal*, **30**, 11-16.
- Rosado-Aguilar, J.A., Arjona-Cambranes, K., Torres-Acosta, J.F.J., Rodríguez-Vivas, R.I., Bello-González, M.E., Ortega-Pacheco, A., Alzina-López, A., Gutiérrez-Rutz, E.J., Gutiérrez-Blanco, E., & Aguilar Cebalero, A.J. (2017) Plant products and secondary metabolites with acaricidal activity against ticks. *Veterinary Parasitology*, **238**, 66-76.
- Sánchez-Vázquez, E.P., Osorio-Osorio, R., Hernández-Hernández, L.U., Hernández-García, V., Márquez-Quiróz, C., & De la Cruz-Lázaro, E. (2017) Toxicidad de acaricidas para el ácaro rojo de las palmas *Raoiella indic* (Acar: Tenuipalpidae). *Agrociencia*, **51**, 81-90.
- SAS Institute (2013) *SAS Software for Microsoft Windows*. Version 9.2. Cary, NC.
- SENASICA (Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria) (2018) Manual Operativo de la campaña contra Ácaro Rojo de las Palmas. https://www.pch.mx/cms/uploads/attachment_data/filer_public/532947/Manual_operativo_ZEP.pdf. Accessed 15 July 2020.
- Shira, A., Sanabria, M.E., Valera, N., & Vázquez, C. (2011) Toxicity of ethanolic extracts from *Uplandigia* and *Glechoma* to *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Acanthosomatidae). *Neotropical Entomology*, **40**, 575-579.
- Thien, R., & Rana, C.S. (2015) Plant secondary metabolites: a review. *International Journal of Engineering Research and General Science*, **3**, 661-670.
- Vázquez, C., Velandia, P., Jiménez, M.A., Pazmiño, P., Velasco, G., & Pérez-Salinas, C. (2018) Efectividad *in vitro* del extracto etanólico de crisantemo y de hongos acaropatógenos en el control del ácaro rojo de las palmas. *Biogeo*, **30**, 135-144.
- Vinson, M., Rosado, M.C., Molina-Rugama, A.J., Duarte, V.S., Dias, R., & Pallini, A. (2008) Acaricidal efficacy of neem against *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acanthosomatidae). *Crop Protection*, **27**, 869-872.
- Whalon, M. E., Mota-Sánchez, D., & Hollingworth, R.M. (2008) Analysis of global pesticide resistance in arthropods. *Global Pesticide Resistance in Arthropods* (Whalon, M.E., Mota-Sánchez, D., & Hollingworth, R.M.), pp. 5-31. CABI, Oxfordshire, UK.
- Zar, J. H. (2010) *Biostatistical Analysis*. 5th ed. Prentice Hall, NJ.